

Fabiane Feder

**CARACTERIZAÇÃO SEDIMENTOLÓGICA E ECOLÓGICA DE ESTEIRAS
MICROBIANAS DA SALINA JULIETA, ARARUAMA, RJ, BRASIL.**

Dissertação de Mestrado (Geologia)

UFRJ

Rio de Janeiro

2010

Dissertação de Mestrado
(Geologia)

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.



UFRJ

Fabiane Feder

**CARACTERIZAÇÃO SEDIMENTOLÓGICA E ECOLÓGICA DE ESTEIRAS
MICROBIANAS DA SALINA JULIETA, ARARUAMA, RJ, BRASIL.**

Dissertação de Mestrado submetida ao Programa de Pós-graduação em Geologia, Instituto de Geociências, da Universidade Federal do Rio de Janeiro – UFRJ, como requisito necessário à obtenção do grau de Mestre em Ciências (Geologia).

Área de concentração:

Estratigrafia e Paleontologia

Orientadoras:

Maria Dolores Wanderley

Loreine Hermida da Silva e Silva

Deisy Barbosa Alves

Rio de Janeiro

Fevereiro de 2010

FABIANE, Feder

Caracterização sedimentológica e ecológica de esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ, Brasil/Fabiane Feder - - Rio de Janeiro: UFRJ / IGeo, 2010.

xxv, 205 f., 48 il., 7 apênd., 30cm

Dissertação (Mestrado em Geologia) – Universidade Federal do Rio de Janeiro, Instituto de Geociências, Programa de Pós-graduação em Geologia, 2010.

Orientadoras: Maria Dolores Wanderley, Loreine Hermida da Silva e Silva e Deise Barbosa Alves.

1. Geologia. 2. Estratigrafia e Paleontologia – Dissertação de Mestrado. I. Maria Dolores Wanderley. II. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Instituto de Geociências, Programa de Pós-graduação em Geologia. III. Título.

Fabiane Feder

CARACTERIZAÇÃO SEDIMENTOLÓGICA E ECOLÓGICA DE ESTEIRAS
MICROBIANAS DA SALINA JULIETA, ARARUAMA, RJ, BRASIL.

Dissertação de Mestrado submetida ao Programa de Pós-graduação em Geologia, Instituto de Geociências, da Universidade Federal do Rio de Janeiro – UFRJ, como requisito necessário à obtenção do grau de Mestre em Ciências (Geologia).

Área de concentração:

Estratigrafia e Paleontologia

Orientadoras:

Maria Dolores Wanderley

Loreine Hermida da Silva e Silva

Daisy Barbosa Alves

Aprovada em:

Por:

Presidente: Dr. Leonardo Borghi de Almeida, UFRJ

Dr^a Valesca Maria Portilla Eilert, UFRJ

Dr. Frederico Sobrinho da Silva, UFF

UFRJ

Rio de Janeiro

2010

Á Deus e aos meus pais Leonardo e Valéria, com
amor.

Agradecimentos

Ao Programa de Pós-Graduação em Geologia da UFRJ pelo apoio à realização deste estudo.

A UFRJ/PETROBRAS pelo auxílio através da bolsa.

Às orientadoras Maria Dolores Wanderley, Loreine Hermida da Silva e Silva e Deyse Barbosa Alves pela orientação durante todo o mestrado.

Aos colegas do Laboratório de Nanofósseis Calcários, em especial aos amigos queridos Deise de Oliveira Delfino e Alan Bernardes pela contribuição durante o desenvolvimento do trabalho.

Aos amigos Frederico A. S. Lopes e Sinda Carvalhal pelo auxílio nas coletas e realização deste trabalho.

Ao Fábio Ferreira Dias pelo auxílio nos trabalhos de campo.

A Sandra Nélis Tonietto do CENPES/PETROBRAS pelo auxílio em diversos momentos e amizade.

A Rose Maria Mencarelli do CENPES/PETROBRAS pelas análises de MEV/ EDS.

A Prof^a Maria Lucia Couto Corrêa Pinto e sua equipe do Laboratório de Análises Ambientais e Minerais, do Departamento de Química da UFRJ, pela realização de análises físico-químicas de água.

A Tânia Ocimoto Oda, do Instituto de Estudos do Mar Almirante Paulo Moura pelos dados meteorológicos cedidos.

A Cristina B. Pinto da Secretária do Programa de pós-graduação em Geologia pela presteza, carinho e amizade.

Aos colegas e professores de pós-graduação, em especial as amigas Eloíza da Silva Pereira, Creuza de Araújo e Vera Rocha.

Bem aventurado o homem que acha a sabedoria e o
homem que adquire conhecimento.

Provérbios 3: 13, BC.

Resumo

FEDER, Fabiane. Caracterização sedimentológica e ecológica de esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro, 2010. xxv, 205 f Dissertação (Mestrado em Geologia) – Programa de Pós-graduação em Geologia, Instituto de Geociências, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2010.

A Salina Julieta está localizada entre as coordenadas 22° 55' 18''S e 42° 20' 38''W, a leste da cidade de Araruama, e a oeste da cidade de Cabo Frio. Salinas artificiais são compostas de uma série de reservatórios de terra, obtidos por escavação antrópica, onde a água proveniente da Lagoa de Araruama se concentra lentamente, pela evaporação natural, até a precipitação do sal. Os reservatórios podem ser divididos em três tipos segundo sua função: carga, evaporadores (pré-concentrador e concentrador) e cristalizadores. O objetivo deste estudo na Salina Julieta é caracterizar a composição cianobacteriana e sedimentológica das esteiras microbianas encontradas nos diversos reservatórios da salina. As esteiras microbianas lisa foram classificadas em função da microtrama observada (Tipo 1 e 2) e das morfologias coliforme, lisa e poligonal. Sedimentologicamente as estruturas são constituídas por três lâminas de coloração verde, vermelho e marrom com presença de grãos de quartzo, halita e microtrama carbonática constituída por pelóides e grumos micríticos predominantemente de calcita magnesiana. Qualitativamente os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 e *Chroococcus* Nägeli 1849 foram os mais representativos para todas as estruturas, tendo o maior número de espécies encontradas. Quantitativamente as formas esféricas apresentaram maior abundância, em especial *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus* e *Chroococcus microscopicus*, sendo estes os principais constituintes de todas as esteiras microbianas lisa na Salina Julieta. Os ambientes hipersalinos são propícios ao desenvolvimento de cianobactérias, sendo locais que merecem estudos sobre o desenvolvimento cianobacteriano em conjunto com outros microorganismos que colaboram para a formação do primeiro estágio de desenvolvimento dos estromatólitos recentes.

Palavras-chave: esteira microbiana, cianobactérias, Salina Julieta.

Abstract

FEDER, Fabiane. Sedimentological and ecological characterization of microbial mats from Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 2010. xxv, 205 f. Dissertação (Mestrado em Geologia) – Programa de Pós-graduação em Geologia, Instituto de Geociências, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2010.

Salina Julieta is located at the coordinates 22° 55' 18"S e 42° 20' 38"W, east of Araruama country, and west of Cabo Frio country. Salina Julieta is composed of saltern systems ponds made at the ground where the water from Araruama lagoon is slowly concentrated and evaporated naturally, until the salt precipitation. There are three kinds of saltern ponds, each one with different objectives: saltern charge, evaporators (pre-concentration and concentration) and crystallizer ponds. The aim of this study at Salina Julieta is to characterize the cyanobacterial and sedimentological compositions in the microbial mats found at the different tanks at the saltern systems. The microbial mats were classified in two different types (1 and 2) according to the microfabric observed. Moreover, three different morphologies were observed at field: coliform, smooth and polygonal. From the sedimentological point of view, these structures are composed for three colored layers (green, red and brown) with quartz grains, halite and the carbonatic microfabric made of pellets and micritic lumps predominantly of magnesian calcite. Qualitatively the *Aphanothece* Nägeli 1849 and *Chroococcus* Nägeli 1849 generas were most representative in all structures reaching most species. Quantitatively the sphaeric forms were more abundant, mainly *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus* and *Chroococcus microscopicus*, being the main constituent of all microbial mats found at Salina Julieta. Hipersaline environments are propitious to development of cyanobacterias, being places that deserve studies about the development joint with other microorganisms to form the first stage of recent stromatolites' development.

Key-Words: microbial mat, cyanobacteria, Salina Julieta.

Lista de figuras

- Figura 1:** Flutuação diária do gradiente geoquímico vertical em uma esteira microbiana combinado com as reações para precipitação do carbonato de cálcio (Visscher & Stolz, 2005; Dupraz *et al.*, 2009).....14
- Figura 2:** Ciclo mostrando o início do desenvolvimento de esteiras microbianas até sua litificação, onde se observa três estágios de desenvolvimento: Tipo 1(a e b), Tipo 2 (c, d e e) e Tipo 3 (g e f) (Reid *et al.*, 2000).....16
- Figura 3:** Mapa com a localização da área de estudo, destacando a Salina Julieta na Praia Seca, Município de Araruama, RJ, Brasil.....21
- Figura 4:** Localização da Salina Julieta (ponto vermelho), Município Araruama, estado do Rio de Janeiro (Google, 2009).....26
- Figura 5:** Imagem ikonos (Google, 2009) da área de estudo mostrando a localização das estações de coleta na Salina Julieta.....28
- Figura 6:** Esquema de funcionamento de uma salina (Baeta Neves & Casarin, 1990; modificado por Feder, 2005).....29
- Figura 7:** Gráfico demonstrativo da precipitação total mensal nas proximidades da área de estudo referente aos meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAMP, 2009).....40
- Figura 8:** Gráfico demonstrativo da temperatura média do ar na região de coleta durante os meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAMP, 2009).....40
- Figura 9:** Gráfico demonstrativo da umidade nas proximidades da área de estudo referente aos meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAMP, 2009).....40
- Figura 10:** Gráfico comparativo da temperatura da água entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.....44

- Figura 11:** Gráfico comparativo da temperatura do sedimento entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.....44
- Figura 12:** Gráfico comparativo do pH entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.....44
- Figura 13:** Gráfico da distribuição qualitativa geral dos gêneros de cianobactérias lisa nas esteiras microbianas da Salina Julieta.....52
- Figura 14:** Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 1 lisa no período de chuva da Salina Julieta.....54
- Figura 15:** Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 1 lisa no período de seca da Salina Julieta.....54
- Figura 16:** Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 1 lisa da Salina Julieta lisa no período chuvoso (roxo) e seco (vermelho), onde verifica-se a dominância das espécies *Leptolyngbya hypolimnetica*, *Leptolyngbya tenuis* e *Chroococcus minimus*.....55
- Figura 17:** Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no período chuvoso da Salina Julieta.....60
- Figura 18:** Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no período de seca da Salina Julieta.....60
- Figura 19:** Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa da Salina Julieta, sendo as espécies dominantes para os período chuvoso (roxo) e seco (vermelho): *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus*, *Chroococcus microscopicus*, *Gloeocapsopsis magma* e *Leptolyngbya hypolimnetica*.....62

Figura 20: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 coliforme da Salina Julieta.....67

Figura 21: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 coliforme do período seco da Salina Julieta, onde verificam-se as espécies dominantes, *Chroococcus minimus*, *Gloeocapsopsis magma*, *Chroococcus microscopicus*, *Aphanothece halophytica*, *Leptolyngbya hypolimnetica* e *Leptolyngbya tenuis*.....69

Figura 22: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonal da Salina Julieta.....73

Figura 23: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonal da Salina Julieta, onde se verifica a dominância para o período chuvoso (roxo) e seco (vermelho) das espécies *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus* e *Chroococcus minutus*.....75

Lista de estampas

Estampa I	30
Figura 1: Estação de coleta #1 (reservatório pré-concentrador) no período de seca.	
Figura 2: Canal que conduz a água da lagoa para Salina Julieta, depositada no pré-concentrador estação #1.	
Figura 3: Estação de coleta #1 (reservatório pré-concentrador) no período chuva e calha lateral.	
Figura 4: Estação de coleta #2 (reservatório pré-concentrador) e calha lateral.	
Figura 5: Estação de coleta #3 (reservatório concentrador) no período chuvoso.	
Figura 6: Estação #4 (reservatório cristalizador) no período chuvoso.	
Figura 7: Reservatórios de cristalização no período chuvoso.	
Figura 8: Reservatórios de cristalização e trajeto de volta da água à Lagoa de Araruama.	
Estampa II	31
Figura 1: Retorno da salmoura para a Lagoa de Araruama.	
Figura 2: Canal de ligação à vala de retorno da água para Lagoa de Araruama.	
Figura 3: Vala de retorno da salmoura para Lagoa de Araruama.	
Figura 4: Barracões ou armazéns de sal, onde o sal retirado da salina fica empilhado.	
Figura 5: Parte interna do barracão, com o sal empilhado.	
Figura 6: Passeios da Salina Julieta mostrando o modelo francês, perpendiculares aos armazéns de sal.	
Figura 7: Passeios da Salina Julieta mostrando o modelo francês, perpendiculares aos barracões.	
Figura 8: Vegetação rasteira com caules glabros localiza-se no entorno dos reservatórios pré-concentradores.	
Estampa III	50
Figura 1: Fotomicrografia da cianobactéria <i>Spirulina subsalsa</i> (Oersted) Gomont 1892.	
Figura 2: Fotomicrografia da cianobactéria <i>Microcoleus chthonoplastes</i> (Thuret) Gomont 1892.	
Figura 3: Fotomicrografia da cianobactéria <i>Aphanothece stagnina</i> (Sprengel) A. Braun 1863.	
Figura 4: Fotomicrografia da cianobactéria <i>Aphanothece clathrata</i> West & West 1906	

Figura 5: Fotomicrografia da cianobactéria *Gloeocapsopsis magma* (Brébisson) Komárek & Anagnostidis 1986.

Figura 6: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece conglomerata* Rich 1932.

Figura 7: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece saxicola* Nägeli 1849.

Figura 8: Fotomicrografia mostrando a presença de fungos.

Estampa IV.....56

Figura 1: Vista parcial do reservatório concentrador # 3 da Salina Julieta em período seco, que evidencia reduzida coluna d'água próximo a margem.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 1 lisa recoberta por halita, encontrado no período seco sofrendo ressecamento.

Figura 3: Esteira microbiana Tipo 1 encontrada no reservatório concentrador #3 durante o período de seca (Aumento de 70,5 x).

Figura 4: Vista proximal da esteira microbiana Tipo 1 lisa onde destaca-se laminação esverdeada recoberta por halita (Aumento de 120x).

Figura 5: Esteira microbiana Tipo 1 lisa encontrada no período chuvoso (Aumento 30x).

Figura 6: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 evidenciando um grumo micrítico e cianobactéria (seta vermelha) aderido ao cristal de gipsita (Aumento 10x).

Figura 7: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa apresentando grumo micrítico corado com alisarina, evidenciando a microtrama carbonática (Aumento 10x).

Figura 8: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa, apresentando cristais de gipsita e filamentos de cianobactérias (seta vermelha).

Estampa V.....57

Figura 1: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa a destacar os cristais de gipsita formando uma roseta (Aumento 10x).

Figura 2: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa que apresenta filamentos de cianobactérias envolvendo os cristais de gipsita (Aumento 10x).

Figura 3: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa contendo filamentos de cianobactérias e conteúdo orgânico envolvendo os cristais de gipsita (Aumento 10x).

Figura 4: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa evidenciando a presença de alguns grãos de quartzo e grande quantidade de cristais de gipsita (Aumento 2,5).

Figura 5: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa apresentando o aspecto geral em lâmina das esteiras microbianas Tipo 1 lisas da Salina Julieta.

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 1 lisa mostrando um cristal de gipsita.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 1 lisa onde se evidencia a pouca quantidade de mucilagem e filamentos, estrutura formada por grande quantidade de cristais de gipsita.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de uma lâmina petrográfica mostrando cristais de gipsita (seta vermelha) envolvido por um conteúdo orgânico.

Estampa VI.....63

Figura 1: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrado no reservatório pré-concentrador #2 da Salina Julieta, estrutura encontrada no período chuvoso.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 2 lisa da Salina Julieta, encontrado no período chuvoso (Aumento 37,5x).

Figura 3: Detalhe das laminações superiores da esteira microbiana Tipo 2 lisa, formado por fina laminação verde (Aumento 60x).

Figura 4: Detalhe das laminações da parte média da esteira microbiana Tipo 2 lisa onde se evidenciam laminações carbonáticas (Aumento 60x).

Figura 5: Detalhe das laminações da parte basal da esteira microbiana Tipo 2 lisa evidenciando lâminas claras (seta vermelha) de constituição carbonática (Aumento 60x).

Figura 6: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrada no período seco na Salina Julieta, de laminação amarelada sobre a esverdeada.

Estampa VII.....64

Figura 1: Detalhe de uma esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrado no período seco da Salina Julieta, que mostra uma fina laminação amarelada na superfície e abaixo uma laminação esverdeada.

Figura 2: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 lisa, encontrado no período seco, que destaca a ausência de laminações orgânicas, presença de laminações claras carbonáticas e ostracodios (seta vermelha) (Aumento 40x).

Figura 3: Detalhe da parte média onde ocorre a presença de cristais de halita precipitados dentro da estrutura microbiana e a presença de laminação clara carbonática (Aumento 40x).

Figura 4: Foto aproximada da parte média da esteira microbiana Tipo 2 lisa mostrando os cristais de halita precipitados dentro da estrutura durante o período de seca da Salina Julieta (Aumento 37,5x).

Figura 5: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrada no período seco, onde observa-se uma ausência na sequência de laminações (Aumento 30x).

Figura 6: Detalhe da parte basal mostrando a formação de pequenos pelóides dentro do conteúdo orgânico formados por microcristais de halita.

Estampa VIII.....65

Figura 1: Fotomicrografia de pelóides carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2 lisa da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 2: Fotomicrografia da região mediana de uma esteira microbiana Tipo 2 lisa com destaque para laminação carbonática (seta vermelha) formada por grumos micríticos (Aumento 10x).

Figura 3: Fotomicrografia do grão de quartzo envolto por uma matriz orgânica.

Figura 4: Detalhe da parte superior onde encontram-se filamentos de cianobactéria (Aumento 10x).

Figura 5: Fotomicrografia de grumos carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2; na parte basal, e presença de grãos de quartzo com feições de alteração semelhante às aquelas observadas em bioerosão (Aumento 10x).

Figura 6: Fotomicrografia de grumos carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2 na parte basal e presença de grãos de quartzo com feições de alteração semelhante às aquelas observadas em bioerosão (Aumento 10x).

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando um grão de quartzo encontrado na base da esteira microbiana Tipo 2 lisa cristais apresentam feições de alteração semelhante às aquelas observadas em bioerosão.

Figura 8: Microscopia eletrônica de varredura do fragmento da esteira microbiana Tipo 2 lisa com filamentos de cianobactérias e quantidade abundante de EPS.

Estampa IX.....70

Figura 1: Vista parcial do reservatório pré-concentrador #2 da Salina Julieta no período de seca, onde ocorre a formação da esteira microbiana coliforme.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 2 coliforme, observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas de coloração variada.

Figura 3: Foto da morfologia vista em campo das esteiras microbianas coliformes da Salina Julieta (Aumento 30x).

Figura 4: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 coliforme com destaque para pontos branco formados por calcita e pequenos cristais de halita.

Figura 5: Esteira microbiana Tipo 2 coliforme sobre uma esteira microbiana Tipo 2 lisa com cristais de halita (seta vermelha).

Figura 6: Detalhe da parte média da esteira microbiana Tipo 2 coliforme, observa-se sequências de lâminas essencialmente orgânicas de coloração avermelhada e marrom (Aumento 30x).

Figura 7: Detalhe da porção basal da esteira microbiana coliforme, onde se observam a formação de laminações formadas por microcristais de halita (seta vermelha), cristais de halita e ostracódios (seta amarela) (Aumento 30x).

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura da esteira microbiana Tipo 2 coliforme, onde observa-se a presença de uma laminação formada por microcristais de halita.

Estampa X.....71

Figura 1: Detalhe da laminação mostrando a morfologia dos microcristais de halita presentes em esteira microbiana Tipo 2 coliforme da salina Julieta.

Figura 2: Fotomicrografia que apresenta os filamentos de cianobactéria e uma linha orgânica mais escura (Aumento 10x).

Figura 3: Fotomicrografia que mostra os filamentos de cianobactéria e uma linha orgânica mais escura (Aumento 10x).

Figura 4: Fotomicrografia de pelóides calcíticos dentro de uma estrutura orgânica laminada (Aumento 10x).

Figura 5: Fotomicrografia onde pelóides calcíticos aparecem dentro de uma estrutura orgânica laminada (Aumento 10x).

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura que evidencia o hábito romboédrico da calcita magnesiana presente na esteira microbiana Tipo 2 coliforme.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura aproximada do pelóide calcítico da esteira microbiana Tipo 2 coliforme em aumento maior.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura que mostra um filamento cianobacteriano com pelóides calcíticos.

Estampa XI.....77

Figura 1: Vista panorâmica do reservatório pré-concentrador #1 da Salina Julieta, onde observa-se morfologia em campo poligonal.

Figura 2: Vista proximal da esteira microbiana Tipo 2 apresentando morfologia em campo poligonal, período seco, quando ocorre a diminuição da coluna d'água.

Figura 3: Esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período chuvoso, onde observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas de colorações variadas, e lâminas claras de constituição carbonática (Aumento 30x).

Figura 4: Esteira microbiana Tipo 2 poligonal com evidência a greta de ressecamento, formada na base da estrutura.

Figura 5: Esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontrada no período seco, onde observa-se uma laminação evaporítica entre a seqüência de lâminas essencialmente escuras. Observa-se a perda de laminações para essa estrutura no período de seca.

Figura 6: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 poligonal onde observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas de coloração variadas (Aumento 60x).

Figura 7: Detalhe das laminações da porção média da esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período chuvoso, onde observam-se lâminas claras de constituição carbonática (Aumento 60x).

Figura 8: Detalhe da porção basal da esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período chuvoso, onde constata-se a ausência de laminações (Aumento 60x).

Estampa XII.....78

Figura 1: Fotomicrografia que mostra pelóides calcíticos dentro de uma estrutura orgânica laminada da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 2: Fotomicrografia que mostra pelóide calcítico envolto por uma matriz orgânica, em Tipo 2 poligonal da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 3: Fotomicrografia onde se evidencia a formação de laminação através de grumos de micrita e pelóides calcíticos (seta vermelha) dentro de uma estrutura orgânica laminada da esteira microbiana Tipo 2 da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 4: Fotomicrografia que mostra filamentos de cianobactérias (seta vermelha) presentes na esteira microbiana Tipo 2 poligonal da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 5: Lâmina petrográfica evidenciando um grão de quartzo apresentando feições de alteração semelhantes aquelas observadas em bioerosão (20x).

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal o qual mostra pelóides calcínicos dentro de uma estrutura orgânica laminada.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal com quantidades abundantes de EPS.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal, onde um grão de quartzo é destacado.

Lista de quadros

- Quadro 1:** Composição química dos principais minerais evaporíticos (Warren, 1989).....18
- Quadro 2:** Distribuição das esteiras microbianas nas estações de coleta (reservatórios) da Salina Julieta considerando os Tipos (Reid *et al.*, 2000) e as morfologias (Hoffman, 1976) em campo.....48
- Quadro 3:** Distribuição das espécies de cianobactérias nas esteiras microbianas Tipos 1 e 2.....51

Lista de tabelas

Tabela 1: Dados meteorológicos de Arraial do Cabo referentes ao período de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAPM, 2009).....	39
Tabela 2: Radiação (kJm^2) referente aos meses de janeiro a julho de 2009 na região de Arraial do Cabo (IEAPM).....	39
Tabela 3: Parâmetros físico-químicos mensurados na Salina Julieta durante o período de coleta deste estudo	43
Tabela 4: Dados físico-químicos da água das estações de coleta da Salina Julieta obtidos através das análises realizadas pelo LAM da UFRJ.....	45
Tabela 5: Dados físico-químicos da água das estações de coleta da Salina Julieta obtidos através das análises realizadas pelo LAM da UFRJ.....	46
Tabela 6: Estatística descritiva da composição química inorgânica da água dos reservatórios da salina, sendo as concentrações dadas em g/L.....	47
Tabela 7: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza (S) e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas lisas Tipo 1 da Salina Julieta, observados no período chuvoso e seco.....	55
Tabela 8: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 lisas da Salina Julieta observados no período chuvoso e seco.....	62

Tabela 9: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza (S) e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 coliforme da Salina Julieta.....69

Tabela 10: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 poligonal do período chuvoso e seco da Salina Julieta.....76

Cianobactérias (lista de espécies)

- Aphanothece castagnei* (Brébisson) Rabenhorst 1865
Aphanothece clathrata West & West 1906
Aphanothece conglomerata Rich 1932
Aphanothece halophytica Hof & Frémy 1933
Aphanothece marina (Ercegović) Komárek & Anagnostidis 1995
Aphanothece salina Elenkin & Danilov 1915
Aphanothece saxicola Nägeli 1849
Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun 1863
Chroococcus microscopicus Komárková-Legnerová & Cronberg 1994
Chroococcus minimus (Keissler) Lemmermann 1904
Chroococcus minor (Kützing) Nägeli 1849
Chroococcus minutus (Kützing) Nägeli 1849
Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli 1849
Cyanosarcina thalassia Anagnostidis & Pantazidou 1991
Entophysalis conferta (Kützing) Drouet & Daily 1948
Entophysalis granulosa Kützing 1843
Gloeocapsopsis crepidinum (Geitler) Komárek 1993
Gloeocapsopsis magma (Brébisson) Komárek & Anagnostidis 1986
Gloeothece vibrio N. Carter 1922
Leptolyngbya hypolimnetica (Campbell) Anagnostidis 2001
Leptolyngbya tenuis (Gomont) Anagnostidis & Komárek 1988
Microcoleus chthonoplastes (Thuret) Gomont 1892
Oscillatoria sp.
Phormidium okenii (Gomont) Anagnostidis & Komárek 1988
Phormidium sp.
Pseudocapsa sphaerica (Proškina-Lavrenko) Kováčik 1988
Schizothrix friesii (Agardh) Gomont 1892
Spirulina subsalsa (Oersted) Gomont 1892
Synechococcus salinarum Komárek 1956
Xenotholos keneri (Hansgirg) Gold – Morgan *et al.* 1994

Sumário

Agradecimentos	vi
Resumo	viii
<i>Abstract</i>	ix
Lista de figuras	x
Lista de estampas	xiii
Lista de quadros.....	xx
Lista de tabelas.....	xxi
Cianobactérias (lista de espécies)	xxiii
1 INTRODUÇÃO	1
1.1 Apresentação.....	1
1.2 Objetivos	3
2 CONTEXTO GEOMICROBIOLÓGICO	4
2.1 Cianobactérias.....	4
2.2 Esteiras microbianas.....	7
2.3 Carbonatos microbianos.....	11
2.4 Evaporitos.....	17
3 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDOS	21
3.1 Aspectos gerais.....	21
3.2 Clima e vegetação.....	23
3.3 Proveniência da água.....	24
4 MATERIAIS E MÉTODOS	26
4.1 Estações de coleta.....	26
4.2 Caracterização das esteiras microbianas.....	32
4.3 Aferições Quantitativas.....	33
4.4 Caracterização sedimentológica.....	34
4.5 Aferições dos parâmetros abióticos.....	35
5 RESULTADOS	37
5.1 Salina artificial (Salina Julieta) – o ambiente e as esteiras microbianas.....	37
5.2 Clima.....	38
5.3 Parâmetros físico-químicos.....	41
5.4 Esteiras microbianas.....	48

5.4.1 Aspecto Geral.....	48
5.4.2 Esteira microbiana Tipo 1 lisa.....	52
5.4.3 Esteira microbiana Tipo 2 lisa.....	58
5.4.4 Esteira microbiana Tipo 2 coliforme.....	66
5.4.5 Esteira microbiana Tipo 2 poligonal.....	72
6 DISCUSSÃO.....	79
6.1 O ambiente e as esteiras microbianas.....	79
6.2 Composição cianobacteriana e interpretação ecológica das espécies.....	82
6.3 Esteiras microbianas e seus aspectos sedimentológicos.....	89
7 CONCLUSÃO.....	95
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	98
Apêndice A: Sistemática e descrição dos <i>taxa</i> cianobacterianos observados nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.....	111
Apêndice B: Perfil das esteiras microbianas laminadas da Salina Julieta.....	125
Apêndice C: Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.....	128
Apêndice D: Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas lisa no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3).....	153
Apêndice E: Gráficos representativos da abundância relativa das espécies cianobacterianas nas esteiras microbianas da Salina Julieta.....	161
Apêndice F: Dados de origem para análise dos índices de diversidade.....	164
Apêndice G: Comparação das espécies dominantes encontradas nas esteiras microbianas de <i>Hamelin Pool (Shark Bay, Austrália)</i> e espécies dominantes dos diferentes esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta.....	168

1 INTRODUÇÃO

1.1 Apresentação

O estudo das esteiras microbianas em salinas, ambiente artificial, constitui tema importante na compreensão dos processos biossedimentares para a formação das bioconstruções carbonáticas. Desta forma, este trabalho visa elucidar a participação das cianobactérias na formação dessas estruturas organossedimentares, a partir da caracterização sedimentológica da trama microbiana em conjunto com a utilização de índices ecológicos.

As cianobactérias compreendem o grupo de estudo desta dissertação e, do ponto de vista da Geologia, são importantes porque colonizam a interface entre sedimento e água, fazendo parte de uma microbiota bentônica que afeta a dinâmica do fluido e a formação de estruturas carbonáticas (Noffke *et al.*, 2003).

Esses microorganismos envolvem os grãos de minerais das superfícies deposicionais formando biofilmes, que são formados por uma película orgânica de células, e polímeros extracelulares secretados denominados EPS, que apresentam função estrutural e ecológica (Decho, 1990).

Além disso, são capazes de direcionar a calcificação em ambientes alcalinos, produzindo carbonatos de granulação fina (micritica). A associação entre microorganismos e a precipitação tem sido frequentemente observada em ambientes modernos de sedimentação, com vários estudos relatando a importância dos microorganismos na precipitação carbonática (Warthmann *et al.*, 2000).

A problemática em relação a carbonatos microbianos concerne ao reconhecimento dos organismos e dos processos envolvidos. A trama interna e a assinatura geoquímica de exemplos antigos são insuficientes fornecendo evidências inequívocas de sua origem, sendo frequente a dificuldade para relacionar organismos, processos e produtos em relação a microtrama (Riding, 2000).

As esteiras microbianas viventes possibilitam o estudo da relação microbiana com a sedimentação e a formação de carbonatos microbianos. Essas estruturas organossedimentares apresentam finas laminações acrescidas pelo desenvolvimento de comunidades microbianas sobre um substrato e são relevantes por representarem os mais antigos ecossistemas da Terra (Schouten *et al.*, 2001). Essas estruturas são consideradas como estruturas análogas àquelas que produziram estromatólitos antigos encontradas em ambientes tropicais rasos como *Shark Bay*, Austrália, e *Bahamas* (Pearl *et al.*, 2001).

Os principais grupos microbianos em esteiras microbianas hipersalinas são cianobactérias, bactérias púrpuras sulfurosas, as bactérias de enxofre e bactérias sulfato redutoras, que são distribuídos ao longo de micro-gradientes verticais de oxigênio, sulfeto e luz (Scherf & Rullkötter, 2009).

As esteiras microbianas são frequentemente encontradas em salinas, ambientes típicos de regiões costeiras. Desta forma, a escolha das salinas do leste fluminense do estado do Rio de Janeiro é justificada não somente pelo fácil acesso, mas também por apresentar peculiaridades que permitem amplo desenvolvimento das cianobactérias com outros grupos de microorganismos que compreendem a formação de estruturas estromatolíticas.

Esses ecossistemas antrópicos permitem o estudo da influência da salinidade na composição das comunidades microbianas. Além disso, servem de modelo para o estudo da precipitação dos evaporitos e da relação dos processos biogeoquímicos em ambientes evaporíticos rasos, sendo, portanto, de interesse para microbiólogos e geólogos (Guerrero & Wit, 1992).

No Complexo Lagunar de Araruama, estado do Rio de Janeiro existem vários estudos sedimentológicos, de reconstrução paleoambiental e sobre a precipitação da dolomita no atual e nos períodos pretéritos. Contudo, poucos estudos em relação a estruturas organossedimentares recentes vêm sendo desenvolvidos no que concerne aos aspectos sedimentológicos, geomicrobiológicos e ecológicos.

1.2 Objetivos

O objetivo deste estudo é caracterizar os aspectos sedimentológicos e a ecologia das esteiras microbianas recentes da Salina Julieta. Dentro deste objetivo busca-se:

- (1) determinar os parâmetros físico-químicos (taxa de oxigênio dissolvido, pH, temperatura da água e do sedimento) do meio ambiente;
- (2) verificar a composição química da água a fim de conhecer as condições abióticas do ambiente.
- (3) analisar a sedimentologia (textura e composição mineralógica) objetivando a caracterização da microtrama;
- (4) tipificar e caracterizar as esteiras microbianas, a fim de contribuir para o conhecimento morfológico destas estruturas;
- (5) identificar a sua composição cianobacteriana com o fim de conhecer a distribuição das espécies em diferentes gradientes de salinidade;
- (6) caracterizar ecologicamente as esteiras microbianas determinando os índices de diversidade, riqueza e abundância relativa para melhor compreensão da composição cianobacteriana.

2 CONTEXTO GEOMICROBIOLÓGICO

2.1 Cianobactérias

Segundo os microbiologistas, as cianobactérias fazem parte do reino das Eubactérias, sendo as únicas algas procariontes. Esses microorganismos estiveram entre os primeiros seres vivos na colonização da Terra divergindo na árvore filogenética dos procariotos (Reviere, 2006).

A origem destes procariontes remonta ao Pré-Cambriano e os registros fossilíferos indicam que as formas unicelulares surgiram no Pré-Cambriano Inferior (há cerca de 3,5 bilhões de anos), ao passo que as formas filamentosas eram particularmente abundantes no Pré-Cambriano Médio e tiveram um papel crucial na liberação de oxigênio para a atmosfera (Tamagnini *et al.*, 2002).

A organização celular das cianobactérias se assemelha muito à das bactérias. O seu DNA encontra-se livre no citoplasma, na região central da célula, não sendo envolto por uma membrana nuclear (Van Den Hoek & Jahns, 1995). No entanto, se diferenciam das bactérias pela ausência de células flageladas, processo fotossintético aeróbio, presença de clorofila *a*, ficobiliproteínas e amido das cianofíceas como armazenamento energético (Lee, 1999).

Os pigmentos fotossintetizantes das cianobactérias estão localizados nos tilacóides que vivem livres no citoplasma. A clorofila *a* em geral é mascarada pelos carotenóides (beta-caroteno) e pelos pigmentos acessórios como as ficocianinas, aloficocianinas e ficoeritrinas (ficobiliproteínas). Os pigmentos encontram-se nos ficobilissomas sobre a superfície externa dos tilacóides.

Esses microorganismos são fototróficos oxigênicos e realizam fotossíntese através de dois tipos de centro de reação que são os fotossistemas PSI e PSII, o aparato fotossintético. Os pigmentos acessórios supracitados acima são capazes de utilizar de forma efetiva aquela região do espectro de luz entre os picos de absorção de clorofila *a* e os carotenóides. A habilidade para o crescimento fotossintético é contínuo em presença de oxigênio e água como doadora de elétrons para redução de CO₂, o que permite as cianobactérias colonizarem um amplo espectro de nichos ecológicos. A síntese de ficobiliproteína é particularmente suscetível às influências ambientais, especialmente a qualidade de luz. A adaptação cromática

é amplamente atribuída a mudanças na taxa entre ficocianina e ficoeritrina nas ficobilissomas. Dessa forma, as cianobactérias são capazes de produzir os pigmentos acessórios necessários para absorver luz no ambiente em que estão presentes.

Além disso, as cianobactérias apresentam uma notável habilidade para estocar nutrientes essenciais e metabólitos dentro do citoplasma. As reservas são acumuladas em condições de excesso de nutrientes (Mur *et al.* 1999).

A estrutura vegetativa é do tipo cocóide, colonial ou filamentosa. As espécies cocóides ocorrem como células isoladas, coloniais ou agregadas em “talos” de várias formas onde as células estão arranjadas em fileira, ou estão dispostas radialmente em colônias esféricas. O número de células pode variar de pouco a muitos indivíduos, sendo envolvidos por uma bainha mucilaginosa com diferente consistência e espessura.

As formas filamentosas produzem uma fileira de células referentes a um tricoma. Os tricomas podem ser simples, retos, como feixes agregados ou espirais. Eles são revestidos por uma bainha formando um filamento. Em algumas formas, vários tricomas podem ser revestidos por uma única bainha. Algumas espécies filamentosas são caracterizadas por apresentarem uma célula completamente diferenciada denominada heterocisto. Tais células são consideradas como sítios de fixação de nitrogênio. Cianobactérias heterocísticas podem formar um segundo tipo de célula, denominada acineto, a qual pode germinar quando as condições forem adequadas para o crescimento. Acinetos são células comuns em ambientes de água doce e não freqüentes em ambientes marinhos (Thajuddin & Subramanian, 2005).

A mobilidade das cianobactérias é alcançada através do contato com o substrato sólido. Elas apresentam diversos tipos de movimentos, como o deslizamento para frente e para trás; o estremecimento e rotação no sentido horário ou anti-horário (Anagnostidis & Komárek, 1988). As células se juntam apenas por suas paredes ou pela bainha mucilaginosa, tendo cada célula uma vida independente. Contudo, pequenos plasmodesmas podem ser observados em algumas bactérias (Raven *et al.*, 2001).

As cianobactérias são capazes de fazer simbiose com grupos de plantas e animais, como algas e fungos formando líquens, briófitas, pteridófitas, gimnospermas e angiospermas. Desta forma, é comum encontrar cianobactérias que fazem simbiose com plantas através dos seus filamentos com heterocistos. Em geral, a proporção de heterocistos em células vegetativas de cianobactérias fazendo simbiose é elevada se comparada àquelas de vida livre, contribuindo para fixação do nitrogênio no ambiente (Plazinsky, 1997).

A diversidade de condições que as cianobactérias são capazes de suportar é muito grande; desde neves, geleiras, águas termais até as mais áridas condições desérticas. Nos ambientes tropicais, elas suportam uma radiação intensa e grandes variações de temperatura. De modo contrário, algumas delas podem utilizar intensidades luminosas extremamente fracas. Esses microorganismos podem ser encontradas em águas apresentando uma gama de salinidade muito ampla, desde águas poluídas ou de vasa, ricas em H₂S. Em geral, preferem habitats neutros ou ligeiramente alcalinos, ainda que certas espécies possam viver nos pântanos ácidos de pH igual a 4 (Reviere, 2006).

Os sistemas com frequente ou prolongada floração de cianobactérias exibem respostas bentônicas. A sedimentação do material particulado suspenso na água é alterada quando as cianobactérias tornam-se dominantes em relação às diatomáceas ou outras algas. Esses microorganismos afetam a química bentônica e a biota que usa a sedimentação do material orgânico como substrato ou alimento (Havens, 2007).

A diversidade de cianobactérias marinhas do Brasil é muito pouco conhecida. Tal situação restringiu o conhecimento desta flora a apenas alguns pontos do litoral brasileiro, onde estão localizados os poucos estudos, como trechos do litoral do estado de São Paulo e Rio de Janeiro (Oliveira *et al.*, 2001).

Com base na tendência atual da sistemática das cianobactérias, acredita-se que as espécies podem distribuir-se por grandes extensões geográficas. Entretanto, espera-se que tais táxons ocupem ambientes biologicamente semelhantes, não sendo comum a existência de organismos ubíquos (Branco *et al.*, 2003).

Segundo Hoffman (1996), a consideração de diversos fatores relacionados à ecofisiologia e capacidade de dispersão e especiação pode resultar em explicações possíveis para diferentes padrões de distribuição geográfica das cianobactérias.

De acordo com Anagnostidis & Komárek (1988), a determinação correta das espécies de cianobactérias é indispensável para uma documentação florística, ecológica e para estudos experimentais aplicados.

As cianobactérias em conjunto com numerosos microorganismos, incluindo bactérias, fungos e leveduras são conhecidos por sua habilidade em degradar hidrocarbonetos. Nas regiões tropicais de produção de óleo cru, esteiras cianobacterianas frequentemente se desenvolvem nas zonas poluídas por petróleo, incluindo solos superficiais e ambientes aquáticos (Chaillan *et al.*, 2006).

Cianobactérias ocorrem em todos os grupos de sistemas sedimentares, e esses microorganismos constroem esteiras microbianas, variando na composição de espécies e trama (Noffke *et al.*, 2001). A espessura e a coesão das esteiras microbianas influenciam decisivamente no microambiente químico e físico no interior dos sedimentos. Os mecanismos e processos da interação biótica, física e bioquímica sedimentar podem ser estudados no presente, porém, também traçam evidências da vida cianobacteriana na recente história da terra (Noffke *et al.*, 2003).

Camadas de depósitos calcários, denominados estromatólitos, que têm um registro geológico contínuo ao longo de 2,7 bilhões de anos, são produzidas quando colônias de cianobactérias, em conjunto com outros grupos de microorganismos se ligam a sedimentos ricos em cálcio. Sua abundância no registro fóssilífero é a evidência de que tais condições ambientais eram prevalentes no passado, quando as cianobactérias desempenhavam um papel decisivo na elevação do nível de oxigênio livre na atmosfera da terra (Raven *et al.*, 2001).

As cianobactérias, apesar de apresentarem uma ampla distribuição em diversas bacias sedimentares, foram pouco investigadas em relação à sua ocorrência, sistemática, distribuição e paleoecologia. Isto ocorre, provavelmente, devido à larga aplicação de outros grupos de fósseis em bioestratigrafia, na indústria do petróleo ou na prospecção de bens minerais, tais como ostracódios, palinóforos, foraminíferos e nanofósseis (Srivastava, 2004).

2.2 Esteiras Microbianas

Esteiras microbianas compreendem comunidades de microorganismos que colonizam os sedimentos superficiais, sendo considerados como estruturas sedimentares recentes não litificadas formadas a partir do acréscimo laminar microbiano (Awramik, 1990).

Essas estruturas são encontradas em diversas regiões do mundo, como ambientes hipersalinos (Nübel *et al.*, 2001); água doce (Brunberg *et al.*, 2002); solos (Watanabe *et al.*, 2000) e fontes termais (Nakagawa & Fukui, 2002).

Tais ecossistemas apresentam uma extensão geográfica pequena (da ordem de poucos metros), assim como também apresentam grupos tróficos essenciais, como produtores primários, consumidores e decompositores; sendo suas populações organizadas em

comunidades específicas que interagem entre si e seu ambiente. Estas populações podem ser agrupadas em guildas e assembléias específicas, com base em suas propriedades metabólicas (Visscher & Stolz, 2005).

Os microorganismos vivem nas esteiras microbianas com grande proximidade trocando nutrientes e carbono orgânico em ciclos biogeoquímicos fortemente acoplados (Baumgartner *et al.*, 2006).

As esteiras microbianas são basicamente compostos por seis grupos funcionais de microorganismos com diferentes metabolismos: (1) fototróficos oxigênicos (cianobactérias) que são os produtores primários, utilizam a energia luminosa para a fixação de CO_2 e, em situações necessárias, fixam N_2 ; (2) bactérias fotossintetizantes anoxigênicos (bactérias púrpuras e verdes), que também são responsáveis pela produção primária, mas em menor extensão. Usam o HS^- como doador de elétrons para fotossíntese ao invés da água e, de forma semelhante às cianobactérias, algumas de suas espécies também fixam N_2 ; (3) bactérias heterotróficas aeróbicas, que obtêm energia pela quebra de compostos orgânicos com o auxílio do O_2 e carbono orgânico; (4) bactérias fermentadoras que utilizam carbono orgânico e compostos de enxofre, como doadores e aceptores de elétrons para seus processos metabólicos; (5) bactérias heterotróficas anaeróbicas, dentre as quais predominam as bactérias sulfato-redutoras, que usam o carbono orgânico com SO_4^{2-} para obtenção de energia resultando na produção HS^- ; (6) bactérias oxidantes do sulfeto, em sua maioria quimiolitotróficas, que oxidam compostos de enxofre reduzidos ou nitrato para fixação de CO_2 . Desta forma, essas estruturas apresentam diferentes grupos metabolicamente associados, o que favorece a reciclagem de matéria orgânica (Visscher & Stolz, 2005).

Substâncias poliméricas extracelulares (EPS), encontradas dentro das esteiras microbianas são amplamente produzidas por microorganismos, e são importantes na formação de carbonatos microbianos. O EPS, acumulado fora da célula, forma uma matriz protetora e aderente ao ataque de microorganismos no substrato. Em sedimentos superficiais, podem variar de uma fina bainha envolvendo a célula, como em bainhas de cianobactérias, a uma massa que evidencia uma quantidade favorável de populações microbianas (Riding, 2000).

Dentre os microorganismos, as cianobactérias são conhecidas como potenciais produtoras de EPS. A presença de proteínas, ácidos urônicos, ácido pirúvico e grupos de sulfato enfatizam a complexa natureza do EPS cianobacteriano. Numerosas bactérias são potencialmente produtoras de EPS e também podem estar envolvidas na formação de

biofilmes, simbioses, proteção contra a predação e na resistência de microorganismos ao estresse ambiental (Parikh & Madamwar, 2006).

Microorganismos fototróficos são amplamente distribuídos nas esteiras microbianas laminadas, cuja zonização vertical é estabelecida a partir de um gradiente físico-química, o qual resulta em um arranjo de camadas multicoloridas. As cianobactérias se desenvolvem nas laminações superiores, em geral as mais importantes produtoras primárias neste tipo de ambiente (Martínez-Alonso *et al.*, 2004).

De forma geral, a disposição das distintas populações das esteiras microbianas que apresentam estratificação ocorre da superfície até a laminação mais profunda. Em superfície a laminação apresenta coloração esverdeada constituída por cianobactérias e diatomáceas. Abaixo, uma laminação púrpura constituída por bactérias roxas do enxofre seguidas de um sedimento escuro pela atividade de bactérias sulfato redutoras formadoras da base (Villanueva, 2007).

A morfologia das esteiras microbianas contém informações sobre as comunidades microbianas e as condições ambientais existentes, como exposição subaérea, correntes e ondas. As laminações microbianas possuem espessura submilimétrica a milimétrica (Guimarães *et al.*, 2002).

A ocorrência de espécies e a sua abundância em esteiras microbianas são fortemente influenciadas pelas propriedades físicas e os parâmetros químicos de um determinado ambiente. As importantes propriedades físicas incluem a luz (quantidade e qualidade), temperatura e pressão. Os parâmetros químicos incluem o oxigênio, pH, o potencial de oxidação e redução, salinidade, receptores e doadores de elétrons disponíveis, bem como a presença ou ausência de espécies químicas específica (Franks & Stolz, 2009).

Comunidades fototróficas dependem tanto da adequada quantidade de luz quanto dos comprimentos de ondas particulares que podem ser usados a partir da captação de luz pelos pigmentos fotossintetizantes. Dependendo do ambiente, a absorção de luz e espalhamento pode ser significativa, sendo a quantidade média de luz que ilumina uma superfície em um dia ensolarado de 1000-2000 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$. As partículas dos sedimentos e populações de organismos facilmente atenuam a luz na coluna de água. Os tipos de sedimentos podem influenciar especificamente na profundidade que a luz penetra nas regiões subsuperficiais. Esta dispersão de luz pode ser significativa, o que resulta em maior ou menor irradiância escalar (Des Marais, 2003).

As comunidades das esteiras microbianas apresentam uma variedade de estratégias para obter quantidade de luz apropriada. As cianobactérias produzem carotenóides e outros produtos atenuantes da luz, ou encontram-se abaixo do sedimento (Palmisano, 1989).

Essas comunidades microbianas estão associadas à interface água/sedimento interagindo com o sedimento, aprisionando e unindo partículas e material clástico, e em alguns casos, induzem à precipitação e litificação (Dermegasso *et al.*, 2003).

Partículas de sedimentos depositados na superfície da esteira microbiana são aprisionados por cianobactérias que migram para o topo da estrutura pela influência direta da luz, resultando no aumento da laminação. Cianobactérias preferem sedimentos de granulometria intermediária (0,250 - 0,500 mm) para sua implantação e desenvolvimento, sendo os sedimentos de areia quartzosa grossa (0,500 - 1,000 mm) depositados em ambiente de alta energia o que impede o estabelecimento da colonização microbiana (Eckman *et al.*, 2008).

De forma contrária, sedimentos finos (0,088 - 0,250 mm) como silte e argila, são depositados em áreas de baixa energia como estuários, baías e deltas. Esse tipo de sedimento é caracterizado por baixa penetração de luz, o que impossibilita as cianobactérias, quando soterradas, de realizarem fotossíntese ou migrarem para a superfície. Em tal, substrato ocorre alta quantidade de nutrientes, sendo as cianobactérias adaptadas as baixas condições de nutrientes e exibindo baixa razão de crescimento. Por essas razões, elas competem com oportunistas que crescem de forma mas acelerada em quantidades de nutrientes e luz viáveis (Stal, 2009).

As atividades de microorganismos em conjunto com a mineralogia predominante (por exemplo, argilominerais, silte, siliciclásticos, evaporitos, carbonatos) podem afetar a estrutura e a trama dos sedimentos, produzindo características distintas, como os microbialitos. Essas estruturas microbianas podem ser preservadas no registro geológico e suas interpretações podem ser reforçadas pelo estudo de microbialitos modernos (Noffke, 2007).

Em esteiras microbianas, a concentração de sais totais na salmoura presentes nessas estruturas é passível de influenciar direta ou indireta na distribuição horizontal das cianobactérias (Nübel *et al.*, 1999). Por outro lado, cristais de halita são induzidos pela presença de bactérias em áreas hipersalinas e precipitam sobre a superfície de esteiras microbianas (López-Cortes *et al.*, 1994).

As esteiras microbianas apresentam importância geológica por servirem como modelo para reconstrução e interpretação dos estromatólitos e microestruturas fósseis do Pré-Cambriano. Os estromatólitos, estruturas carbonáticas laminadas, caracterizam bacias de águas rasas, implantados sob climas quentes e secos, o que propicia reconstruções paleoambientais (Silva e Silva & Senra, 2000).

2.3 Carbonatos Microbianos

Carbonatos microbianos são reconhecidos como uma importante fonte na produção de sedimentos carbonáticos em ambientes neríticos modernos (marinho raso e lacustre). Processos microbiológicos estão associados à produção de extensos depósitos de micrita, sendo encontradas ao longo do registro geológico (Pomar & Hallock, 2007).

Segundo Perry *et al.* (2007), a precipitação dos carbonatos dentro de uma matriz orgânica é denominada organomineralização, sendo o processo intrínseco à participação direta do metabolismo microbiano e o extrínseco à influência do meio. No processo de organomineralização, a atividade biológica pode ser ativa (biologicamente induzida) ou passiva (biologicamente influenciada). A participação biológica ativa ocorre quando a atividade metabólica dentro de uma matriz orgânica induz às condições para precipitação. A participação biológica passiva de uma matriz orgânica é causada a partir da influência biológica que é responsável pela criação de condições na precipitação de minerais. Os depósitos carbonáticos produzidos pelos dois processos acima mencionados formam microbialitos (Dupraz *et al.*, 2009).

Os microbialitos são depósitos organossedimentares formados a partir de comunidades microbianas bentônicas que aprisionam e ligam sedimentos químicos e detríticos e assim formam espaços dentro da estrutura para posterior precipitação de minerais (Burne & Moore, 1987).

Essas estruturas microbianas bentônicas litificadas são classificadas em três categorias através de características macroscópicas: os estromatólitos, que exibem macrotrama laminada, trombólitos, de macrotrama coagulada e os leiólitos, sem macrotrama caracterizada. Esses três tipos de microbialitos podem exibir uma grande variedade de microestruturas como micropeloidal, micrita ou microtramas aglutinadas (Riding, 2000).

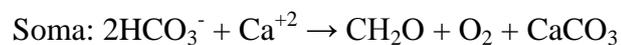
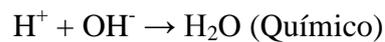
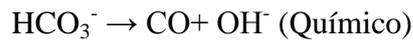
Há vários exemplos da precipitação do CaCO_3 , como em travertinos de fontes termais e esteiras microbianas em *Yellowstone*, USA (Fouke *et al.*, 2000), produção dolomita na Lagoa Vermelha, Brasil (Vasconcelos *et al.*, 2006), e a formação de microbialitos em ambientes hipersalinos e lagos alcalinos salinos (Arp *et al.*, 1999; Dupraz & Visscher, 2005), estromatólitos de ambiente marinho aberto nas Bahamas (Reid *et al.*, 2000) e em hipersalinos na *Shark Bay*, Austrália (Golubic e Hofmann, 1976).

A maioria dos carbonatos na superfície da Terra é resultado da precipitação biogênica do CO_2 gerado durante o metabolismo microbiano (Castanier *et al.*, 1999). Devido à baixa solubilidade dos carbonatos, os depósitos são formados especialmente em ambientes marinhos.

Os carbonatos microbianos podem ser precipitados intracelulares ou extracelulares. Carbonatos extracelulares tem sido associados à respiração aeróbica, a qual aumenta a concentração de carbono inorgânico, e resulta em uma reação abiótica com o íon Ca^{+2} no ambiente (Chafetz & Buczynski, 1992). Elevada concentração de CO_2 em um determinado local eleva a concentração dos íons HCO_3^- e CO_3^{-2} , o que favorece a criação de condições para precipitação de CaCO_3 . Outra alternativa que pode ocorrer é o HCO_3^- se dissociar em condições alcalinas, permitindo a entrada do próton dentro da célula enquanto ocorre a precipitação do CO_3^{-2} com Ca^{+2} . Um cenário semelhante tem sido proposto para precipitação intracelular de CaCO_3 . O HCO_3^- é transportado através da membrana celular através de um transportador do bicarbonato, onde a clivagem intracelular ocorre (a partir da enzima anidrase carbônica) sendo parte utilizada na fixação CO_2 , enquanto a outra fração é precipitada com cátions Ca^{2+} e/ou Mg^{2+} (Robbins & Yates, 1998). Há a hipótese de que os microrganismos beneficiam a precipitação de CaCO_3 pela produção de um íon H^+ , que resulta da reação de Ca^+ e HCO_3^- . A precipitação de CaCO_3 a nível extracelular, quando o H^+ auxilia na geração de uma força motriz de prótons, e dispõe de mecanismos para geração de energia, como a captação de substratos, a partir da quitação dos metabolitos e outros processos celulares (McConnaughey & Whelan, 1997).

Durante a fotossíntese, microorganismos utilizam a energia luminosa para geração de ATP reduzindo fortemente a fixação do carbono. Fototróficos oxigênicos, em especial as cianobactérias, usam predominantemente H_2O como doadores de elétrons e como transportadores elétron fotossintético, enquanto fototróficos anoxigênicos primários (bactérias púrpuras e verdes anoxigênicas) usam componentes sulfato redutores como elétron doador.

A atividade fotossintética desenvolvida por cianobactérias em estruturas organossedimentares geralmente é elevada e como resultado o pH pode aumentar para valores maiores que 10. Este aumento de pH resulta da produção de CO_2 no ambiente tamponado com bicarbonato (marinho). A seguir estão ilustradas as equações químicas que são formadas pela química do ambiente e atuação microbiana:



A fixação do carbono por microorganismos fototróficos oxigênicos rende 1 mol de CaCO_3 para 1 mol de CO_2 consumido (Visscher & Stolz, 2005).

Metabolismos microbianos são descritos com uma reação química, na qual reagentes removidos e produtos metabólicos são adicionados no ambiente. Essas alterações geoquímicas no ambiente causam impacto nas reações de precipitação/dissolução mineral. As esteiras microbianas exibem particulares razões metabólicas que flutuam continuamente em curto período de tempo. A dinâmica de todas as comunidades metabólicas (todas as guildas combinadas) está exemplificada na figura que se segue (Figura 1), onde a mudança da concentração de oxigênio com a profundidade em esteiras microbianas durante um ciclo diário é mostrada. A supersaturação de oxigênio é evidenciada durante o dia nas laminações da esteira microbiana, tornando-se quase anoxigênicas imediatamente após o final do período fótico. A dinâmica característica do oxigênio indica a importância dos fototróficos (cianobactérias) nas esteiras. A alta razão de oxigênio fotossintético resulta em largas

quantidades de produtos metabólicos, notável carbono orgânico e oxigênio (Dupraz *et al.*, 2009).

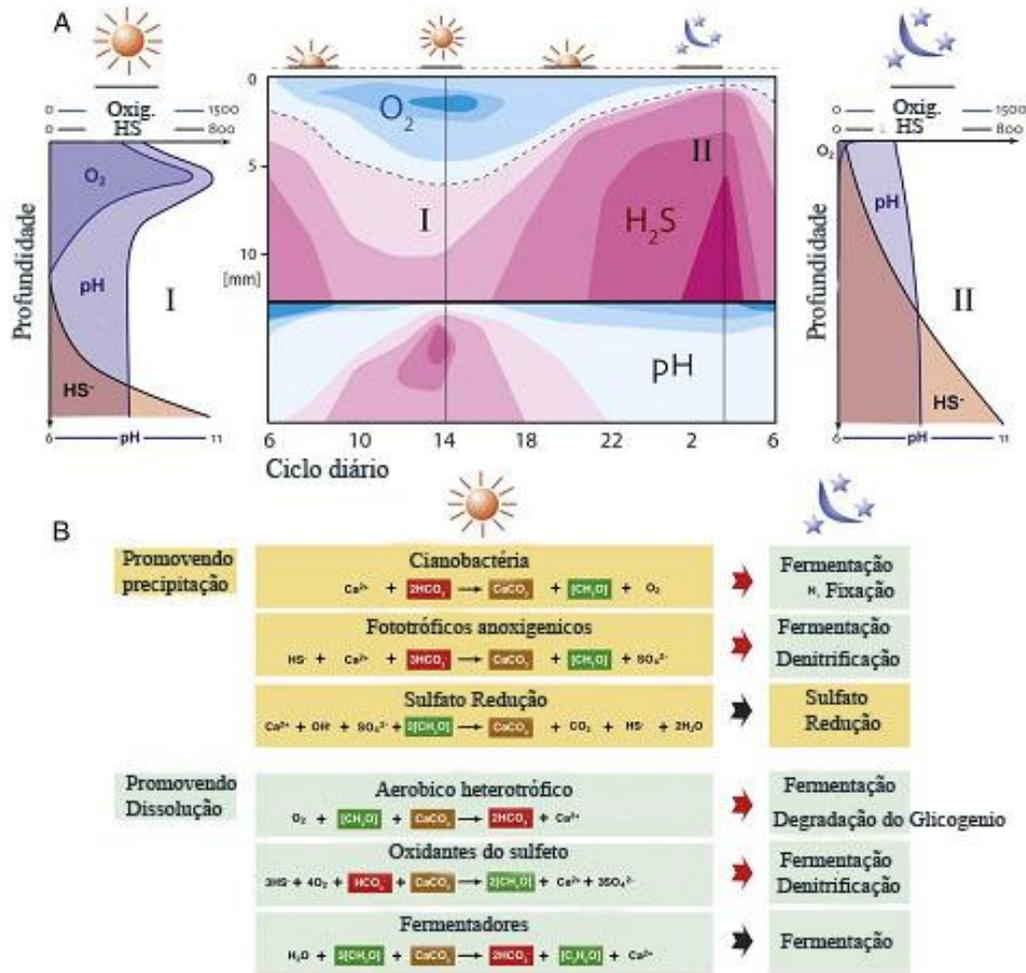


Figura 1: Flutuação diária do gradiente geoquímico vertical em uma esteira microbiana, combinado com as reações para precipitação do carbonato de cálcio. (A) exibe as variações de sulfeto e pH dentro de uma esteira microbiana em um ciclo diário (24h). Os perfis I e II representam dois “períodos instantâneos” tomados (às 15:00 e 02:00 h, respectivamente) que mostram as principais diferenças nos perfis em relação a profundidade do tapete entre o dia e a noite. No início do período não fótico, com a interrupção da fotossíntese a esteira microbiana torna-se completamente anóxico devido ao consumo rápido de O₂ por heterótrofos aeróbicos; (B) As seis maiores guildas de microorganismos que compõem uma típica esteira microbiana, organizados pelo respectivo efeito no processo de precipitação. As equações presentes combinam reações geoquímicas e metabolismo (Visscher & Stolz, 2005; Dupraz *et al.*, 2009).

Os microorganismos, como bactérias fototróficas e heterotróficas, produzem substâncias extracelulares poliméricas (EPS). Em esteiras microbianas

cianobactérias são reconhecidas como as mais importantes produtoras de EPS (Stal, 2000).

Essa substância apresenta importância crucial para a implantação inicial de microorganismos na superfície de um substrato e a formação de um biofilme. Tal polímero hidratado permite o estabelecimento de um microambiente protegido pela diminuição da razão de difusão, e com isso impedindo uma mudança brusca decorrente da mudança ambiental no macroambiente presente no seu entorno (Decho, 1990).

O EPS pode ser modificado servindo como substrato metabólico para diversos grupos microbianos (fonte de energia e/ou origem do carbono orgânico). Com isso, efetuando a mineralização biologicamente induzida (Decho *et al.*, 2005).

Em ambientes de moderadamente a muito alcalinos, a influência da atividade da cianobactérias na precipitação do CaCO_3 ocorre a partir da produção de EPS, que funciona como um tampão do Ca^{+2} . O EPS atrai cátions divalentes, com isso, impedindo a precipitação inicial. A capacidade de ligação do Ca^{+2} com o EPS pode ser ultrapassada pelo contínuo fornecimento de Ca^{+2} ou através da liberação Ca^{+2} secundário durante a degradação exoenzimática que reduz a capacidade de ligação (Arp *et al.*, 1999).

Esse processo é considerado responsável pela inibição da precipitação do CaCO_3 perto de grupos ácidos que se dispõem aleatoriamente dentro da matriz de EPS. Eles aprisionam grandes quantidades de cátions mono e divalentes, mantendo a integridade estrutural da matriz e promovendo a formação de um gel (Sutherland, 2001). Os aminoácidos (ácido glutâmico e aspártico) e polissacarídeos carboxilados (ácidos urônicos) são fortemente inibidores da precipitação do carbonato de cálcio, tendo sido documentado que tais grupos funcionais característicos são importantes no processo de formação desse mineral (Gautret & Trichet, 2005).

Cianobactérias endolíticas, bactérias, algas e fungos podem promover a dissolução de rochas carbonáticas e formar passagens tubulares que permitem o seu crescimento. Em geral, isso acontece pela formação de ácidos orgânicos e inorgânicos por microorganismos em conjunto com processos físicos atuantes (Ehrlich, 2002).

As esteiras microbianas considerados como estruturas organossedimentares viventes apresentam vários estágios estruturais, que envolvem a composição microbiana, quantidade

de EPS e carbonatos microbianos, sendo observados três estágios de desenvolvimento (Figura 2) nas esteiras microbianas (Tipo 1, 2 e 3) até a sua litificação (Reid *et al.*, 2000).

Segundo a autora supracitada, o primeiro tipo (Tipo 1) apresenta populações esparsas de cianobactérias filamentosas que aparecem formando uma trama de filamentos que envolvem os grãos de areia ou carbonatos. Este estágio apresenta uma biomassa relativamente baixa, reduzidas taxas de fotossíntese e poucos organismos heterotróficos. A comunidade do Tipo 2 demonstra um maior desenvolvimento da estrutura, além da presença de diversos microorganismos heterotróficos e aeróbicos. Também exibem uma fina crosta de carbonato microcristalino (micrita) na superfície superior da estrutura e são compostos principalmente de grandes quantidades de substância polimérica extracelular (EPS) e filamentos de cianobactérias. Dentro dessa matriz de EPS, estão incorporados agregados esféricos carbonáticos de 2 a 5 mm de diâmetro. O Tipo 3, correspondente à comunidade clímax e representa o restante dos 15% das esteiras microbianas, sendo caracterizado por uma população microbiana abundante, presença de cianobactérias endolíticas e formação de camadas litificadas espessas através da bioerosão de grãos de CaCO_3 e da união dos seus produtos resultantes. A estrutura microbiana laminada preservada no registro fóssilífero é o resultado dos três estágios sucessivos.

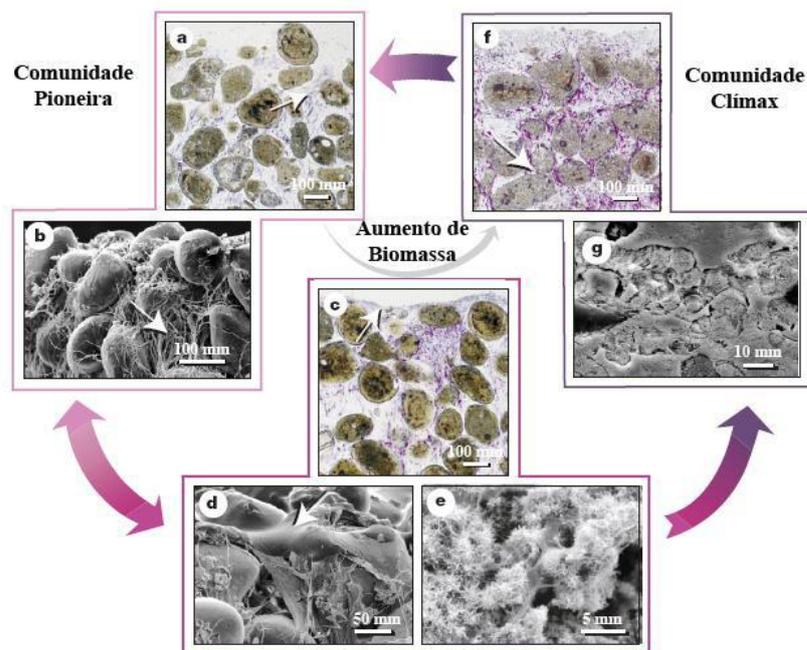


Figura 2: Ciclo mostrando o início do desenvolvimento de esteiras microbianas até sua litificação, onde se observa três estágios de desenvolvimento: Tipo 1 (a e b), Tipo 2 (c, d e e) e Tipo 3 (g e f) (Reid *et al.*, 2000).

2.4 Evaporitos

Evaporitos são rochas sedimentares comumente formadas em ambientes de sedimentação de baixo aporte terrígeno, submetidos a clima seco onde as taxas de evaporação das águas são elevadas, permitindo a formação de uma salmoura a partir da qual minerais evaporíticos se formam (Silva *et al.*, 2000).

A geração de minerais evaporíticos pode ocorrer em ambientes marinhos (como golfos e mares restritos ligados a um oceano) e não-marinhos (no interior do continente, em lagunas, *sabkhas* e lagos salgados isolados). Esses ambientes podem estar localizados em regiões marinhas rasas tropicais, regiões desérticas, regiões polares e em aquíferos subterrâneos (Mohriak & Szatmari, 2008).

Os evaporitos apesar de apresentarem uma variedade de minerais carbonáticos, como calcita, aragonita, calcita magnésiana, dolomita e magnesita, são constituídos extensamente por halita e gipsita (Warren, 2006).

Existem determinados fatores condicionantes para a precipitação dos sais, tais como a baixa umidade relativa do ar, temperatura e conteúdo iônico parental. Além disso, a precipitação dos evaporitos marinhos respeita uma seqüência de evaporação determinada pelo índice de solubilidade dos sais em solução (Reading, 1986). Em função do índice de solubilidade, quando a água do mar é evaporada, uma variedade de minerais é precipitada em ordem previsível. Os primeiros na seqüência de precipitação são os carbonatos, frequentemente sob a forma de aragonita e calcita, quando a solução alcança salinidade duas vezes maior que a água do mar. Em seguida, tem-se a precipitação dos sulfatos na forma de gipsita (anidrita) quando a salmoura encontra-se cinco vezes mais concentrada em relação a solução original. Em concentrações de onze a doze vezes maiores que a salmoura, ocorre a precipitação da halita (NaCl). Após a precipitação destes constituintes, sais complexos de potássio e magnésio podem precipitar em concentrações superiores a sessenta vezes da original (Silva *et al.*, 2000).

Os principais minerais evaporíticos (Quadro 1) são formados por íons presentes na água do mar. Assim, cada vez que a concentração destes íons ultrapassa sua solubilidade na água, precipitam compostos químicos diversos (Warren, 2006).

As diferentes solubilidades de evaporitos resultam da influência de água meteórica, mudanças de pH, potencial de oxido redução e da proximidade com depósitos ricos em conteúdo orgânico, sendo os principais controles para a geração das transições diagenéticas de de evaporitos (Reading, 1986).

Quadro 1: Composição química dos principais minerais evaporíticos (Warren, 1989).

Mineral	Composição
Calcita	CaCO_3
Magnesita	MgCO_3
Dolomita	$\text{Ca (Fe, Mg) (CO}_3)_2$
Trona	$\text{Na}_3\text{H(CO}_3)_2 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$
Gipsita	CaSO_4
Anidrita	CaSO_4
Halita	NaCl
Kainita	$\text{KMg (SO}_4)_2 \cdot \text{Cl} \cdot 3\text{H}_2\text{O}$
Kieserita	$\text{MgSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$
Silvita	KCl
Carnalita	$\text{KMgCl}_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$
Taquidrita	$\text{CaMg}_2 \text{Cl}_2 \cdot 3 \text{H}_2\text{O}$
Polihalita	$\text{K}_2\text{CaMg}_2(\text{SO}_4)_4 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$

Os evaporitos são materiais diferentes de outras rochas, com características de rocha sólida e de líquido. São diferentes dos silicatos, pois nesses, uma vez que se estabelece a ligação ou junção química, a separação torna-se dificultada. Os evaporitos são, portanto, rochas temporárias ou móveis, movimentam-se com muita facilidade, tanto química (em solução de água), como fisicamente (em fluxo sólido) (Moriak & Stzamari, 2008).

Existem fatores controladores da distribuição dos evaporitos em bacias alimentadas pelo mar, que são: (a) a magnitude da entrada de água, (b) a quantidade do refluxo de saída da bacia da salmoura e (c) a razão entre a entrada e saída de água da bacia. Este último é que determina a quantidade de tempo que a água fica na bacia sendo afetada pela evaporação (Warren, 1989).

No registro geológico encontram-se inúmeras associações entre carbonatos, evaporitos e a ocorrência de hidrocarbonetos. Essas associações foram previamente interpretadas como consequência somente do fato de que os sais se comportam como barreiras à permeabilidade (Silva & Santos, 1997). No entanto, Evans & Kirkland (1988) observaram altos níveis de

atividade biológica associados à deposição de evaporitos modernos e propuseram que tais níveis de produtividade são responsáveis, ao menos em parte, por hidrocarbonetos encontrados em depósitos antigos análogos de tais evaporitos. Sedimentos depositados sob condições hipersalinas, particularmente aqueles depositados na fase salina de transição entre carbonatos e evaporitos marinhos, são agora reconhecidos como geradores potenciais de significantes quantidades de óleo (Benaliouhaj *et al.*, 1994).

A compreensão da sedimentação evaporítica é beneficiada a partir de estudos realizados em ambientes recentes que demonstraram uma variedade de processos envolvidos na formação de carbonatos e evaporitos (Noffke *et al.*, 2003).

Os depósitos evaporíticos modernos de águas rasas se formam em lagos continentais, lagoas e salinas. Nesses ambientes, é importante enfatizar, o conteúdo da matéria orgânica presente, e a variação da fauna e da flora com o aumento progressivo da salinidade (Evans & Kirkland, 1988). Esses ambientes apresentam águas de elevadas salinidades como sítios de produtividade biológica muito alta e podem ser usados como modelos para a sedimentação relacionada aos evaporitos (Rosell *et al.*, 1998).

Os sistemas sedimentares evaporíticos são caracterizados pela formação de carbonatos, frequentemente como resultado da degradação de matéria orgânica ou pela formação biológica de esqueletos carbonáticos. As interferências entre os fatores físicos, químicos e biológicos são documentadas por várias estruturas características, como bioarvitos e esteiras microbianas (Noffke *et al.*, 2003).

Durante o período de dissecação as esteiras microbianas características de clima semi-árido, tornam-se fraturados formando uma estrutura poligonal. As esteiras microbianas, quando passam por períodos ou episódios de dissecação apresentam grande variação na concentração de íons dentro de sua estrutura (Noffke *et al.*, 2001).

Em uma seção vertical de sedimentos de um *sabkha* (ambiente costeiro onde ocorre uma planície de evaporitos), cristais de gipsita penetram esteiras microbianas, compondo as laminações formadas por populações de bactérias. Os cristais de gipsita servem como sistemas de canais luminosos semelhantes aos grãos de quartzo claros encontrados dentro das esteiras com trama sedimentar siliciclástica (Oren, 2009).

Nos ambientes evaporíticos modernos, os depósitos orgânicos são soterrados de maneira rápida, formando sedimentos argilosos ou calcários ricos em matéria orgânica

interestratificada com minerais evaporíticos, tais como: gipsita (anidrita), glauberita, trona e halita. De modo frequente, ocorrem lamitos de bactéria e estromatólitos nesses depósitos. Tais associações e estratificações são semelhantes aos depósitos encontrados em muitas sequências evaporíticas pretéritas (Benalioulhaj *et al.*, 1994).

Durante a história de soterramento das camadas, os evaporitos são alterados facilmente devido aos processos diagenéticos e nem sempre se consegue diferenciar as fácies deposicionais dentre as diagenéticas (Silva & Santos, 1997). Portanto, considera-se importante o estudo da evolução geológica e da deposição de evaporitos, incluindo o processo de concentração da salmoura, sua composição, os mecanismos que levaram camadas de sal a se deformarem e o estudo da atividade biológica associada a sua formação, apresentando aplicação direta na geologia do petróleo (Mohriak & Anjos, 2008).

3 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

3.1 Aspecto gerais

A Salina Julieta encontra-se entre as coordenadas $22^{\circ} 51' 12''$ a $22^{\circ} 55' 18''$ S e $42^{\circ} 20' 38''$ a $42^{\circ} 20' 42''$ W, nas proximidades da Lagoa de Araruama, Leste Fluminense (Figura 2), estado do Rio de Janeiro.

O complexo Lagunar de Araruama, foi reconhecido como uma das áreas mais propícias para a produção do sal no Brasil, chegando a contribuir com 10% da produção bruta. A produção de sal nessa região permanece ocupando uma extensa área adjacente de 65 km^2 , a partir de reservatórios rasos de evaporação (Kjerfve & Oliveira, 1996).

A produção de sal é favorecida pelas condições climáticas e geológicas, a partir da evaporação das águas do oceano e lagoas em salinas artificiais (Amorim, 1988).

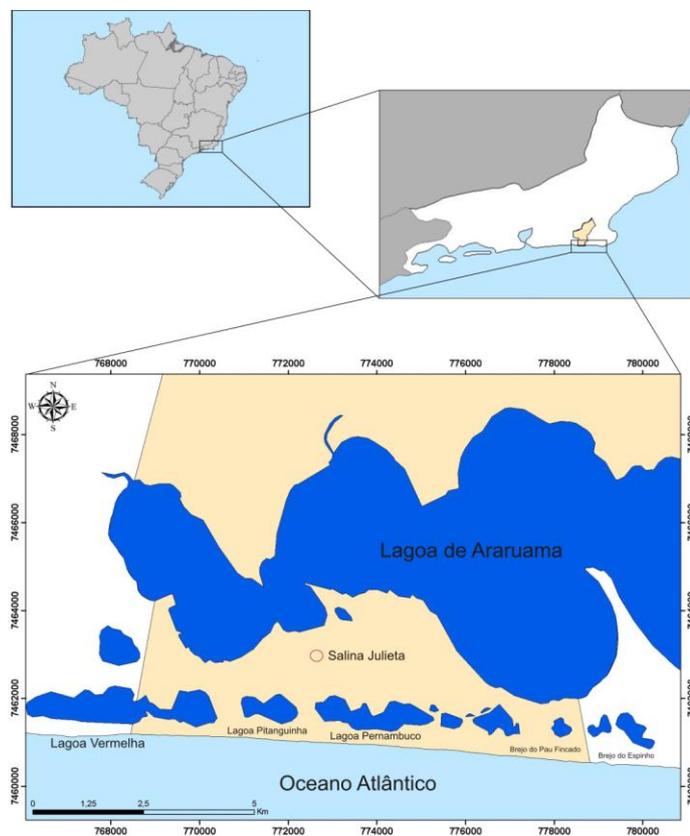


Figura 3: Mapa com a localização da área de estudo Salina Julieta presente no Município de Araruama, RJ, Brasil.

O litoral fluminense apresenta 3 condições básicas para a implantação das salinas artificiais: proximidade contígua com o mar, topografia adequada e condições climáticas favoráveis. As áreas adjacentes a Lagoa de Araruama são planas, os solos são caracterizados por uma camada endurecida e impermeável. Em sub-superfície, ocorre a presença do íon sódio que fica adsorvido aos argilominerais, causando a compactação e formando os solos salinos (Barroso 1987).

As salinas são consideradas como corpos de água naturalmente ou artificialmente confinados, em que há a precipitação do cloreto de sódio (NaCl) a partir da evaporação das águas. O processo de extração artificial do sal consiste em elevar a densidade das águas pela evaporação até obter o ponto de precipitação (em torno de 340 ‰). No primeiro reservatório, denominado de carga, decanta-se a matéria orgânica. Posteriormente, nos pré-concentradores e concentradores, ocorre a deposição do carbonato de cálcio e sulfato de cálcio, respectivamente. Por último, nos cristalizadores ocorre a precipitação de halita (Baeta Neves & Casarin, 1990).

A precipitação de halita ocorre na forma de vários tipos de cristais, todos do sistema cúbico. Essa precipitação acontece na interface ar-salmoura, porém o seu crescimento também ocorre dentro do conteúdo orgânico, presente no fundo dos reservatórios (Silva & Santos, 1997).

Nos reservatórios onde a altura do espelho d'água diminui, aumentando o ponto de precipitação, os organismos que se desenvolvem terão influência no sistema químico da água, consumindo nutrientes como cálcio, magnésio e ferro. Esta alteração gera um aumento da precipitação de certos compostos como carbonato de cálcio e sulfato de cálcio, entre outros, que permitem ao final do processo a sedimentação da halita na forma pura. Ao longo destes processos é importante a atuação de várias espécies de microorganismos, pois a evaporação da água é acelerada a partir da maior absorção de luz em consequência da biomassa formada por microalgas e microorganismos fotossintetizantes (SEBRAE, 2004).

Nos reservatórios de evaporação e marnéis estão presentes em abundância o microcrustáceo, *Artemia franciscana* Kellog 1906. Essa espécie habita zonas tropicais, em ambientes expostos a altas variações de salinidade e temperatura (De los Ríos, 2001). Desenvolvidos na forma de cisto esses microcrustáceos geralmente são levados pelo vento e eclodem em lagoas próximas, ambientes menos salinos, gerando milhões de organismos que enriquecem a cadeia alimentar (Barroso, 1987).

3.2 Clima e vegetação

De acordo com Barbière (1975) a região da Lagoa de Araruama possui características climáticas que propiciam a atividade salineira, apesar de inserida no contexto regional úmido do litoral sudeste do país.

A região é caracterizada por um micro-clima de transição entre o tropical com chuvas de verão e seca de inverno, e o semi-árido quente com evaporação de 1.372 mm/ ano (Barbiere, 1984).

Os altos índices de precipitação ocorrem frequentemente no inverno e verão, devido à passagem da massa de ar Atlântica Polar, durante o inverno, e a massa continental Equatorial, durante o verão (Barbière & Neto, 1996).

O clima da área de estudo reflete as condições tropicais regionais, favorecendo a ocorrência de ecossistemas secos, prevalentes em 67% das áreas costeiras onde esses ecossistemas estão inseridos (Barbosa, 1997).

Na região, predominam os ventos nordeste, com velocidade variada que se intensifica no período de inverno e primavera (Honh *et al.*, 1986). A predominância de ventos do quadrante nordeste, na região influi nas taxas de precipitação e evaporação. Os ventos quentes e secos, originados no Anticiclone Subtropical Marítimo do Atlântico Sul, ocorrem mais comumente no verão e inverno (Barbosa, 1997).

Nas salinas, os ventos vão exercer influência sobre a salmoura e sobre os cristais de halita de forma isolada ou em placas de pequenos cristais que são transportados ao longo da superfície, acumulando contra as bordas dos reservatórios. Parte desses cristais, ao serem perturbados pelo vento, podem também decantar, formando camadas de precipitados. Em suma, as morfologias desses cristais se distribuem de acordo com a dinâmica do vento (Silva & Santos, 1997).

A cobertura vegetal do litoral Fluminense faz parte da restinga da Massambaba, caracterizada por vegetação xerofítica, chamada de mata de restinga, floresta estacional subcaducifoliar tropical esclerofila litorânea (Barroso, 1987).

A restinga é uma elevação arenosa alongada, depositada paralelamente e próxima à linha de costa, ficando acima do nível da maré alta. A sua formação ocorreu a partir do material proveniente do transporte de sedimentos por correntes marítimas litorâneas, e estas

por sua vez seriam também responsáveis pela formação de um pontal oeste para leste levando ao fechamento de enseadas pré-existentes, e, posteriormente, a formação da Lagoa de Araruama (Lamego, 1942).

Na zona litorânea, destaca-se a presença de *Hydrocotyle bonariensis* Commerson & Lamark, 1989, cujo nome vulgar é erva capitão, caracterizada como planta perene, com caules glabros e rasteiros (Santos, 2004).

3.3 Proveniência da água

A salmoura da área em estudo é proveniente da Lagoa de Araruama, localizada na latitude de 22° 50' 22° 57' S e longitude 42° W, no leste Fluminense costeiro, o qual se estende ao longo de 100 km do Rio de Janeiro a Cabo Frio. Esta lagoa é considerada uma das mais extensas lagoas costeiras hipersalinas do mundo. Além disso, é importante salientar que registros geológicos indicam que essa lagoa tem permanecido hipersalina durante o período Holocênico (Kjerfve & Oliveira, 1996).

A Lagoa de Araruama tem sua origem ligada às subidas sucessivas, relativamente recentes, do nível do mar. Esses avanços foram responsáveis pelo surgimento de duas séries de cordões litorâneos, de idades distintas, responsáveis pelo fechamento da lagoa e o aparecimento de pequenas lagunas existentes entre a lagoa e o mar (Coe Neto, 1984).

Essa lagoa é classificada como um sistema sufocado, devido à estreita ligação com o mar, que por sua vez, está relacionado a sua condição de hipersalinidade. Além do fator morfológico, o alto grau de evaporação, a forte ação dos ventos, a intensa insolação, o baixo índice pluviométrico, a lenta renovação de água e o pouco aporte fluvial a mantém como um ambiente hipersalino permanente (Kjerfve, 1994).

Os sistemas hipersalinos têm tipicamente a mesma composição dos principais cátions da água do mar, embora apresentando atividade iônica muito mais elevada. Em geral, apresentam comunidades bióticas semelhantes à marinha. Nas lagoas hipersalinas, a produtividade na coluna d'água (ambiente pelágico) é baixa. Entretanto, o metabolismo do sistema é baseado em associações bentônicas. Estas observações gerais são verdadeiras para a Lagoa de Araruama e igualmente para outros ambientes hipersalinos, por exemplo, *Golf Spencer* e *Shark Bay* encontrados na Austrália (Souza *et al.*, 2003).

A lagoa é marcada pela grande transparência da água, com valores médios de 2,9 m de visibilidade. Em alguns locais a transparência está comprometida pela excessiva proliferação de micro-algas, que têm conferido uma coloração esverdeada. De forma complementar à transparência, verificam-se baixos valores de material sólido em suspensão, inferiores a 10 mg/l (Primo & Bizerril, 2002).

Os processos físicos, químicos e biológicos que ocorrem na coluna d'água em lagos, rios e ambientes estuarinos exercem grande influência nos sedimentos, na biota associada e ciclos de nutrientes (Palmer *et al.*, 2000).

Na Lagoa de Araruama os períodos hipersalinos (salinidade média de 52 g l⁻¹) são caracterizados pela limitação do fosfato, com o nitrogênio inorgânico dissolvido (DIN = NH₄ + NO₃ + NO₂) variando entre 4,7 e 11,9 mM m⁻² e fósforo inorgânico dissolvido (DIP = PO₄) entre 0,07 e 0,14 mM m⁻² (Turq, 2000).

Em comparação com o plâncton das águas marinhas litorâneas, o da Lagoa de Araruama é pobre, tanto em diversidade de espécies, quanto em quantidade. A sua biomassa planctônica diminui nas áreas onde o teor de sal é maior (Coutinho *et al.*, 1999).

A Lagoa de Araruama apresenta extensas áreas do fundo acrescidas por esteiras microbianas, dominados por cianobactérias. Nos sedimentos do fundo em áreas rasas, existe grande abundância do bivalve *Anomalocardia brasiliana* (Baeta Neves, 1983).

Nesta lagoa, essas esteiras microbinas não estão permanentemente consolidados, sendo a taxa de pastadores relativamente baixas (Turcq, 2000).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Estações de coleta

As estações de coleta estão localizadas na Salina Julieta, situada no km 9 da estrada Praia Seca, próximo à Lagoa de Araruama (Figuras 4), que faz parte do conjunto de salinas artificiais presentes no estado do Rio de Janeiro, Brasil.

A obtenção do sal na Salina Julieta ocorre por evaporação solar da água da Lagoa de Araruama, dependendo das condições atmosféricas. Esta técnica consiste em aumentar gradualmente a densidade da água da lagoa, até chegar a um ponto crítico de $25^{\circ} 5$ Bé (273,36 ‰) (1 Bé = 10,72 ‰), momento no qual os cristais de halita atingem um tamanho ideal. A diminuição gradual da coluna d'água em diversos reservatórios é uma técnica utilizada para acelerar a evaporação da água de maneira contínua dentro da salmoura.



Figura 4: Localização da Salina Julieta (ponto vermelho), Município Araruama, estado do Rio de Janeiro (Google, 2009).

Neste estudo foram demarcadas 4 estações de coleta (Figura 5) dentro dos reservatórios de evaporação da Salina Julieta. A classificação destas estações se baseou nas distintas fases para a obtenção do sal e nas diferentes morfologias, observadas em campo, das esteiras

microbianas encontradas. Estes reservatórios de evaporação diferem quanto às denominações, dimensões e altura da coluna de água.

A diminuição gradual da profundidade dos diversos reservatórios determina quatro tipos de ambientes, diferentes em função do gradiente de salinidade (Figura 6): (a) reservatórios de carga, ausentes na Salina Julieta, servem como alimentadores ou depósitos de água salina e apresentam profundidade de até 60 cm. Tais reservatórios são construídos na borda da lagoa e tem como finalidade a decantação de sedimentos finos suspensos na água; (b) reservatórios de evaporação pré-concentradores, estações #1 (Estampa I, Figuras 1, 2, 3) e # 2 (Estampa I, Figura 4), com lâmina d'água de 15 cm. Na Salina Julieta são os primeiros reservatórios, sendo a salmoura bombeada diretamente da Lagoa de Araruama através de moinhos de vento para o reservatório #1, seguindo depois para o reservatório #2. Esse sistema de abastecimento eleva a água da lagoa para a calha de transporte através de canais ou de valas de minação; (c) reservatórios de evaporação concentradores, estação #3 (Estampa I, Figura 5), são abastecidos pela água proveniente do pré-concentrador #2 e apresentam profundidade de 10 cm (Estampa I, Figura 5), (d) reservatórios de cristalização, estação #4 (Estampa I, Figura 6), apresentam lâmina d'água entre 2,0 e 2,5 cm de altura e recebem água dos concentradores (Estampa I, Figura 7).

Finalmente, a água após percorrer todos os reservatórios, retorna para a lagoa (Estampa I, Figuras 8; Estampa II, Figura 1, 2 e 3), sendo o sal (NaCl) retirado dos reservatórios de cristalização e armazenado em barracões (Estampa II, Figuras 4 e 5). A Salina Julieta foi construída a partir do modelo francês, predominante para aquela região, sendo os passeios (Estampa II, Figuras 6 e 7) caminhos que separam os reservatórios perpendicular aos armazéns de sal.

As **estações de coleta #1 e # 2**, localizadas sob as mesmas coordenadas (22° 55' 18''S e 42° 20' 38'' W), constituem reservatórios pré-concentradores. Essas estações se dispõem em paralelo, próximas a estrada da Massambaba, na parte mais alta da salina.

Na **estação # 1** ocorre a presença morfológica da esteira microbiana Tipo 2 poligonal. Na **estação #2** ocorre a presença de uma esteira microbiana Tipo 2 coliforme, formado por grumos enrugados e levemente arredondados, sobrepondo uma esteira microbiana Tipo 2 lisa e contínuo. Esses reservatórios apresentam em seu entorno uma vegetação rasteira com caules glabros que se desenvolvem em solos salinos (Estampa II, Figura 8). Durante os períodos

mais secos esses reservatórios se apresentaram com reduzida quantidade de água, sofrendo as esteiras microbianas exposição subaérea.

A **estação # 3**, formada pelo reservatório de evaporação concentrador, se localiza-se nas coordenadas $22^{\circ} 55' 14''$ S e $42^{\circ} 20' 41''$ W, fazendo parte da região intermediária da salina. Nessa estação, ocorre a presença da esteira microbiana Tipo 1 lisa que em geral aparece recoberto por uma camada fina de material evaporítico. No seu entorno observa-se a diminuição na vegetação. Durante os períodos mais secos esses reservatórios se apresentaram com reduzida quantidade de água, sofrendo as esteiras microbianas exposição subaérea.

A última, **estação # 4**, localizada nas coordenadas ($22^{\circ} 51' 12''$ S e $42^{\circ} 20' 42''$ W), compreende os reservatórios de cristalização. Neste reservatório ocorre um biofilme gelatinoso com coloração marrom. Além disso, este ponto de coleta encontra-se na parte mais baixa da salina com ausência de vegetação ao seu redor.

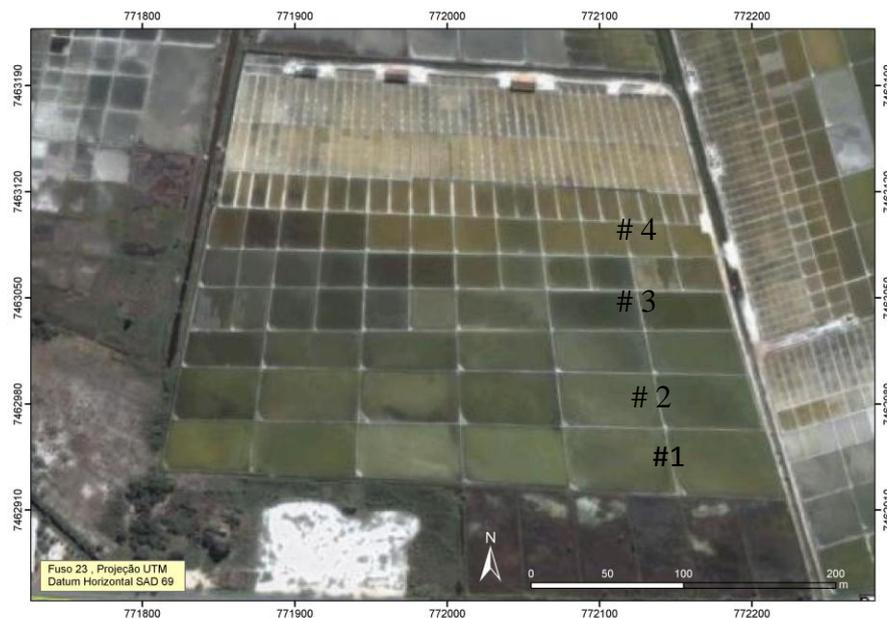


Figura 5: Imagem ikonos (Google, 2009) da área de estudo mostrando a localização das estações de coleta na Salina Julieta.

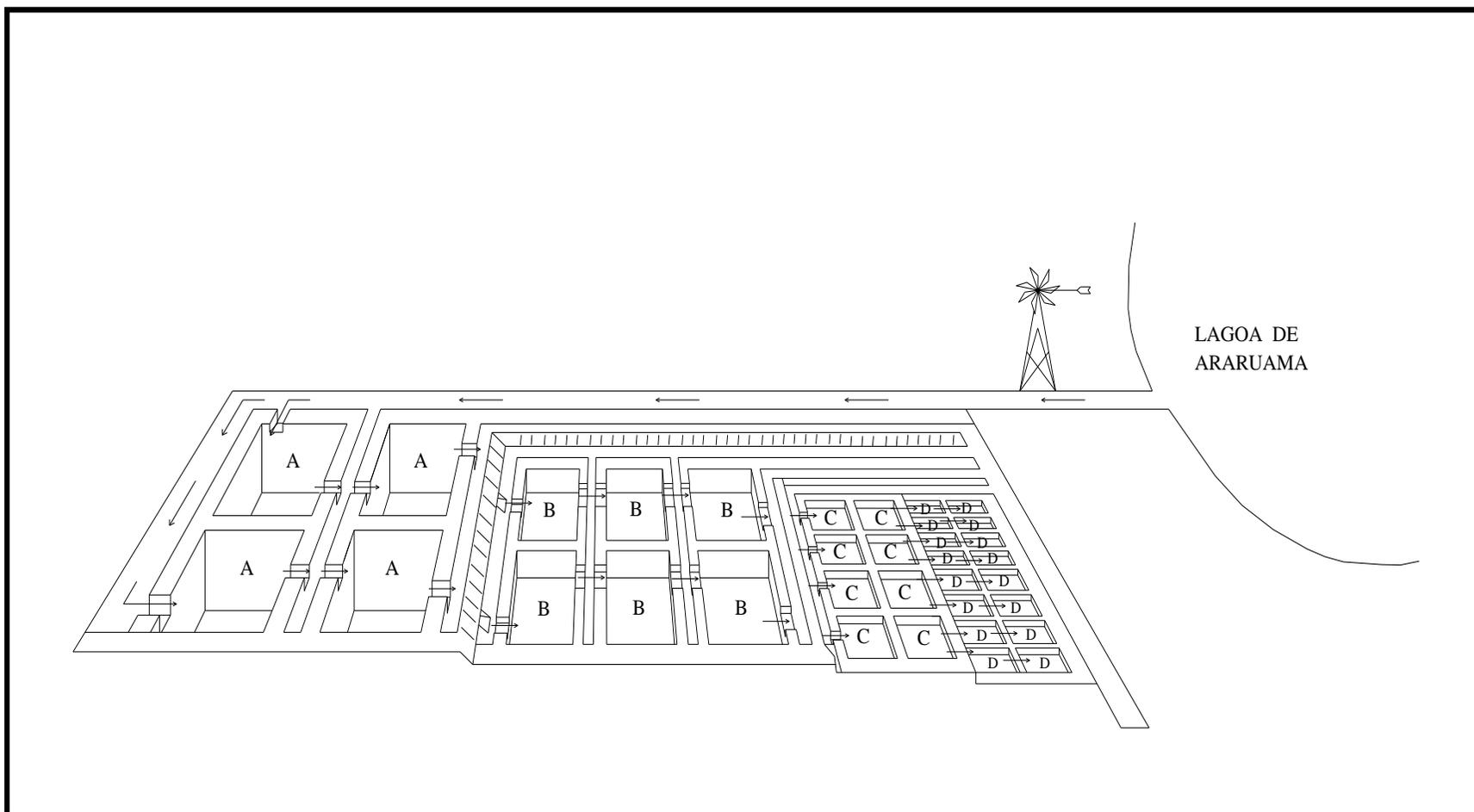


Figura 6: Esquema de funcionamento de uma salina: (A) reservatório de carga, (B) reservatório de evaporação pré-concentrador, (C) reservatório de evaporação concentrador e (D) reservatório cristalizador (Baeta Neves & Casarin, 1990; modificado por Feder, 2005).

ESTAMPA I

Figura 1: Estação de coleta #1 (reservatório pré-concentrador) no período de seca.

Figura 2: Canal que conduz a água da lagoa para Salina Julieta, depositada no pré-concentrador estação #1.

Figura 3: Estação de coleta #1 (reservatório pré-concentrador) no período chuva e calha lateral.

Figura 4: Estação de coleta #2 (reservatório pré-concentrador) e calha lateral.

Figura 5: Estação de coleta #3 (reservatório concentrador) no período chuvoso.

Figura 6: Estação #4 (reservatório cristalizador) no período chuvoso.

Figura 7: Reservatórios de cristalização no período chuvoso.

Figura 8: Reservatórios de cristalização e trajeto de volta da água à Lagoa de Araruama.

ESTAMPA I



ESTAMPA II

Figura 1: Retorno da salmoura para a Lagoa de Araruama.

Figura 2: Canal de ligação à vala de retorno da água para Lagoa de Araruama.

Figura 3: Vala de retorno da salmoura para Lagoa de Araruama.

Figura 4: Barracões ou armazéns de sal, onde o sal retirado da salina fica empilhado.

Figura 5: Parte interna do barracão, com o sal empilhado.

Figura 6: Passeios da Salina Julieta mostrando o modelo francês, perpendiculares aos armazéns de sal.

Figura 7: Passeios da Salina Julieta mostrando o modelo francês, perpendiculares aos barracões.

Figura 8: Vegetação rasteira com caules glabros localiza-se no entorno dos reservatórios pré-concentradores.

ESTAMPA II



4.2 Caracterização das esteiras microbianas

A caracterização morfológica das esteiras microbianas baseou-se em observações efetuadas no local de coleta, como disposição em relação aos diferentes reservatórios de evaporação, geometria em campo, coesão, coloração, laminações e grau de litificação, sendo classificadas de acordo com Hoffman (1976), Golubic (1976), Kühl & Fenchel (2000), Kühl *et al.* (2003) e Reid *et al.* (2000).

Após a identificação do tipo do tapete, amostras foram retiradas com o auxílio de espátula e acondicionadas, com água da salina, em potes plásticos estéreis. As amostras foram identificadas e separadas para as análises da composição cianobacteriana e sedimentológicas. Um mínimo de 200g de tapete foi coletado bimensalmente para cada estação de coleta, assim como 500 ml de água onde a amostra foi retirada.

As amostras de esteiras microbianas utilizados para identificação da composição cianobacteriana foram fixadas em solução de formol a 4% tamponada com bórax, sendo conservadas na ausência de luz. O acondicionamento e análise biológica realizaram-se no Laboratório de Biologia e Taxonomia Algal (LABIOTAL), Departamento de Botânica, da Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, UNIRIO.

O processamento das amostras de esteiras microbianas para análise cianobacteriana qualitativa seguiu o método estabelecido por Silva e Silva (2002) e Carvalho (2003). Inicialmente, essas estruturas microbianas foram mensuradas em espessura com o auxílio de paquímetro Mitutoyo (JIF B7507). Em seguida, parte das amostras foram seccionadas, com o auxílio de bisturi cirúrgico Becton Dickison em segmentos horizontais de 5 mm de espessura, em microscópio estereoscópico Olympus modelo SZ40.

A análise da composição cianobacteriana presente nas esteiras microbianas foi realizada a partir da confecção de lâminas frescas, semipermanentes e permanentes utilizando formol glicerinado a 25 % para a conservação das cianobactérias.

A classificação taxonômica de cianobactérias foi realizada, a partir de bibliografias clássicas seguindo os sistemas de Anagnostidis & Komárek (1988), Komárek & Anagnostidis (1999) e Prescott (1975), tendo como base a morfometria. As principais características utilizadas foram forma, tamanho, padrões de crescimento e divisão das células, forma dos

filamentos ou talos quando presentes, presença ou ausência de bainhas ou envelopes extracelulares, e presença ou ausência de organização colonial.

Além disso, diversas outras bibliografias foram utilizadas na identificação das microalgas, como Azevedo (1991); Baeta Neves (1983); Baeta Neves & Casarin (1990); Baeta Neves (1993); Bicudo (1988).

4.3 Aferições Quantitativas

Após as esteiras microbianas terem sido classificados morfológicamente e separados por período de seca e chuva, iniciou-se a preparação do material para a contagem. As amostras foram seccionadas horizontalmente em intervalos de 5 mm, da base para a superfície dividida em segmentos. Em cada segmento de 5 mm foram retiradas subamostras através de um *punch* dermatológico de 2 mm de diâmetro para elaboração das lâminas permanentes. Foram confeccionados um mínimo de 20 lâminas por segmento. A leitura destas foi realizada através de microscópio óptico de luz Olympus CX40, nos aumentos de 40 e 100 vezes, varrendo três colunas aleatórias por lâmina.

A metodologia de quantificação ecológica baseou-se em Nübel *et al.* (1999), sendo modificado e adaptado o método de contagem. Foi verificado que o número total de indivíduos necessários para avaliar a representatividade das espécies por esteiras microbianas compreendeu de 1500 indivíduos, similar ao autor citado acima.

A interpretação ecológica oriunda desse estudo partiu do índice de diversidade proposto por Shannon Weaver (1963) (H'), que avalia o número de espécies e a distribuição individual entre elas, dando a estimativa da diversidade específica para cada amostra (Laut, 2007). O programa empregado foi Biotools (2008) para análise dos dados.

$$H' = - \sum_{i=1}^n p_i \log_e p_i$$

Onde:

p_i = abundância relativa

p_i = n_i/n

n_i = número total de indivíduos de cada *taxa* na amostra

n = número total de indivíduos na amostra.

Foi determinada a abundância relativa (p_i) definida como sendo a porcentagem de cada espécie na amostra e a riqueza (S) é o número total de *taxa* em uma amostra.

Para a verificação das espécies dominantes em relação à abundância relativa, foi considerado que uma espécie é dominante quando apresenta frequência superior a $1/S$ (Uramoto *et al.*, 2005).

4.4 Caracterização sedimentológica

A caracterização sedimentológica das esteiras microbianas foi realizada através da confecção de 5 lâminas petrográficas para cada estrutura microbiana identificada e classificada, a partir de amostras secas naturalmente, no Departamento de Geologia / IGEO.

A descrição das lâminas petrográficas foi realizada em microscópio petrográfico no Setor de Sedimentologia e Petrologia (GSEP) do CENPES/PETROBRAS. Os aumentos de 40, 100 e 200 vezes foram utilizados para a caracterização textural e mineralógica das esteiras microbianas da Salina Julieta. Neste contexto, observaram-se os componentes siliciclásticos, bioclásticos, a matriz e a trama carbonática.

A análise para composição química dos componentes carbonáticos, evaporíticos e siliciclásticos foi efetuada a partir de espectrometria de energia dispersiva de raios-X (EDS) e texturalmente utilizando o microscópio eletrônico de varredura (MEV), realizadas no Setor de Sedimentologia e Petrologia (SEP) do CENPES/PETROBRAS.

As amostras para o MEV e EDS foram aderidas em suporte condutor de alumínio e recobertas por uma delgada camada de Au-Pd ou C, através do metalizador EMITECH K750X, a fim de torná-las também condutoras. Foram analisadas no microscópio eletrônico de varredura JEOL JSM 6490LV, em imagens por elétrons retroespalhados, operando em alto vácuo a 15 kV e com distância de trabalho de cerca de 10 mm.

As microanálises por EDS foram obtidas através do Sistema de Microanálises OXFORD INCAx-sight, acoplado ao MEV.

As tabelas composicionais (semi-quantitativas) mostram os percentuais de peso atômico dos elementos e na forma de óxidos, normalizados para 100 %. O detector de SiLi do EDS

não detecta os elementos H, He, Li e Be. Os elementos B, C, N, O, F e Ne são detectáveis por EDS, mas não são bem quantificados. Entretanto, eles podem ser observados no espectro apresentando valores menores que 1%, não sendo significativos e servindo apenas como indicação qualitativa dos elementos.

As análises por EDS são indicadas para amostras planas e polidas. Assim, foram selecionadas algumas lâminas petrográficas, para verificação dos constituintes mineralógicos. Além disso, é importante ressaltar que os fragmentos de esteiras microbianas, por apresentarem caráter tridimensional, sofreram desvio de sinal e alguns resultados perderam resolução.

4.5 Aferições dos parâmetros abióticos

A caracterização dos parâmetros abióticos foi realizada no Laboratório de Análise Ambiental (LAM) do Departamento de Química da UFRJ. As amostras para análises físico-químicas foram coletadas em garrafas plásticas de polietileno tereftalato (PET) estéril de 500 ml. Nas análises físico-químicas, determinou-se a condutividade, o potencial de hidrogênio (pH), potencial de oxido-redução (Eh) e turbidez. As amostras de água utilizadas para a análise da taxa de oxigênio dissolvido (TOD) foram acondicionadas em potes plásticos autoclavados de 200 ml, sendo adicionado 2 ml de sulfato de manganês (MnSO_4) e 5 ml de hidróxido de sódio (NaOH) 0,1 M, a fim de formar o sal $\text{Mn}(\text{OH})_2$ do qual foi inferido o oxigênio dissolvido.

Às amostras de água para análise dos íons carbonatos acrescentou-se hidróxido de sódio (NaOH) 1M e duas gotas de fenolftaleína [$\text{C}_6\text{H}_4\text{COO C}(\text{C}_6\text{H}_4\text{OH})_2$] (indicador de que o pH atingiu o valor de 10 propício para conservação do íon carbonato).

Além disso, para verificação das concentrações de carbonato, nitrogênio total, sulfato, cloreto, sódio, potássio, cálcio e magnésio na água foram empregados os respectivos métodos: carbonato por titulação de neutralização; espectrofotometria para mensuração do fósforo e nitrogênio total; Na^{+2} e K^{+} por fotometria de chama, titulação (complexometria) para Mg^{+2} e Ca^{+2} ; Cl^{-} a partir do método de Volhard; turbidimetria para mensuração do SO_4^{-2} ; fosfato realizado por digestão de nitrogênio na água através da digestão com indofenol.

No ato da coleta, sempre que possível, foi verificado o pH através do microprocessor-pH metter GG867, a temperatura da água e do sedimento através do termômetro digital DELLT DT-625 com escala de -50 a 150 °C.

Os dados climáticos de temperatura, umidade relativa do ar, ventos, radiação e precipitação, referentes ao período de coletas, foram obtidos pela estação meteorológica do Instituto de Estudos do Mar Almirante Paulo Moura (IEAPM) em Arraial do Cabo.

A partir dos resultados meteorológicos cedidos pelo IEAPM, foram selecionadas amostras de esteiras microbianas e de água para análise ecológica e verificação dos parâmetros físico-químicos no período seco e chuvoso.

5 RESULTADOS

5.1 Salina artificial (Salina Julieta) – o ambiente e as esteiras microbianas

Na área de estudo, foi possível observar dois momentos distintos: um chuvoso e o outro seco. A partir dos dados meteorológicos do IEAPM definiu-se uma fase chuvosa, compreendendo os meses de agosto de 2008 a janeiro de 2009, e uma segunda fase seca, compreendendo os meses de fevereiro a julho de 2009.

A água que abastece a Salina Julieta é proveniente da Lagoa de Araruama que, ao longo dos anos, está diminuindo o seu gradiente de salinidade. A exploração do sal vem decrescendo drasticamente no seu entorno, sendo substituída pela especulação imobiliária crescente na região.

A comunidade microbiológica da salina em estudo provém da água desta lagoa, onde foi observada a presença de cistos de *artemia* trazidos pelo abastecimento dos reservatórios ou através do vento.

Na água foram observadas algas verdes da Classe *Chlamidophyceae*, diatomáceas e nematódeos, sendo também encontrados nas estruturas microbianas. A presença de uma espuma esbranquiçada de coloração branca sobre a água foi observada na borda das estações de coleta durante o período seco, sendo produzido por *Prymnesiofíceas*.

No entorno dos reservatórios foi verificado a presença de uma vegetação rasteira com caules glabros, denominada *Portulacaceae*, onde fora observado que, conforme o gradiente de salinidade dentro dos reservatórios diminui a sua densidade nos passeios (faixa de terra que separa os reservatórios e serve de caminho para os salineiros), ficando mais esparsas.

No fundo dos reservatórios ocorre a presença de uma coquina formada por areia de granulometria média a fina, substrato excelente para implantação de comunidades bentônicas. As estações de coletas são interligadas seguindo a água uma trajetória através de canais de PVC e barrilhas, que são aberturas feitas de um reservatório para o outro e que controlam a quantidade de água dentro de cada compartimento.

5.2 Clima

Dados meteorológicos cedidos pelo IEAPM, localizado em Arraial do Cabo, referentes à temperatura, umidade relativa do ar e à precipitação na região de Arraial do Cabo no período de outubro de 2008 a julho de 2009 estão dispostos na tabelas 1. Além desses dados, foram obtidos os valores de radiação entre os meses de janeiro a julho de 2009 encontrados na tabela 2.

Janeiro de 2009 foi o mês com o maior índice pluviométrico (247 mm), de acordo com os dados cedidos pelo IEPM, e o mês de março deste mesmo ano obteve o registro dos menores índices de precipitação (22,8 mm), conforme a figura 7. Entre os meses de outubro de 2008 a julho de 2009 foi possível estabelecer dois períodos, um chuvoso (outubro a fevereiro) e outro seco (fevereiro a julho). Contudo, no período caracterizado como seco, é importante destacar que o mês de abril foi considerado atípico por apresentar precipitação total relativamente elevada, diferindo dos meses restantes.

A temperatura média do ar (Figura 8) em Arraial do Cabo manteve-se com valores médios entre 21 a 25 °C, sendo registradas as maiores temperaturas em março (25,8°C) e as menores em junho (21,4°C) e a velocidade média dos ventos foi de 3,7 m/s.

A radiação total manteve-se com variações de 300000 e 700000 kJm², tendo uma radiação máxima no mês de março 714429 kJm² e uma radiação mínima de 314429 kJm² no mês junho de 2009.

O maior valor de umidade relativa do ar (Figura 9) foi encontrado nos meses de janeiro e fevereiro com 88%, regulando na temperatura média com valores entre 24 e 25 °C. Os menores valores de 79 %, foram encontrados na temperatura média de 21 e 23 °C nos meses de maio e junho, respectivamente. É importante ressaltar que a umidade relativa do ar média manteve-se elevada durante todo o período estudado.

Tabela 1: Dados meteorológicos de Arraial do Cabo, RJ, referentes ao período de outubro de 2008 a Julho de 2009 (IEAPM, 2009).

Meses	Temperatura média do ar (°C)			Precipitação (mm)			Umidade (%)		
	Máx.	Mín.	Méd.	Máx.	Mín.	Total	Máx.	Mín.	Méd.
Out/08	26,4	19	22,6	30,8	0	60,5	95	61	84
Nov/08	27	20,1	23,4	45,6	0	167	97	64	84
Dez/08	26,6	20,6	23,7	32,2	0	155	97	66	87
Jan/09	31,8	20,5	24,6	40,2	0	247	96	56	88
Fev/09	31,8	20,8	25,1	12,8	0	45,6	96	56	88
Mar/09	31,3	21,8	25,8	14,2	0	22,8	95	64	84
Abr/09	28,9	19,8	24,2	22,4	0	196	94	62	83
Mai/09	27,4	17,9	23,4	8,6	0	43,8	95	58	79
Jun/09	27,2	15,3	21,4	7	0	39	94	39	79
Jul/09	25,2	17,2	21,6	3,6	0	26,2	93	62	81

Tabela 2: Radiação (kJm^2) referente aos meses de janeiro a julho de 2009 na região de Arraial do Cabo, RJ (IEAPM, 2009).

	Radiação (kJm^2)			
	Méd.	Total	Máx.	Mín.
Jan/09	872,9	670399	5240	-3,54
Fev/09	1168,7	687170	9768	-3,54
Mar/09	958,9	714429	9584	-3,54
Abr/09	774,9	559502	9937	-3,54
Mai/09	668,7	492826	6624	-3,54
Jun/09	527,5	377199	2743	-3,54
Jul/09	638,9	395465	8864	-3,54

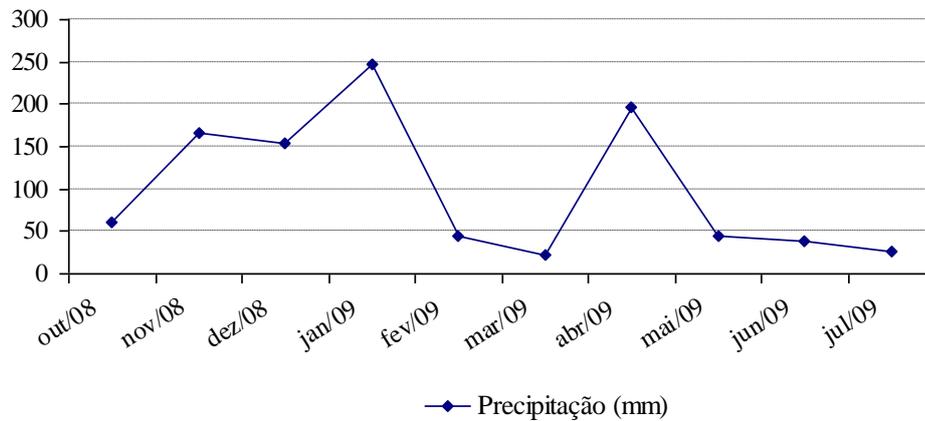


Figura 7: Gráfico demonstrativo da precipitação total mensal nas proximidades da área de estudo referente aos meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAPM, 2009).

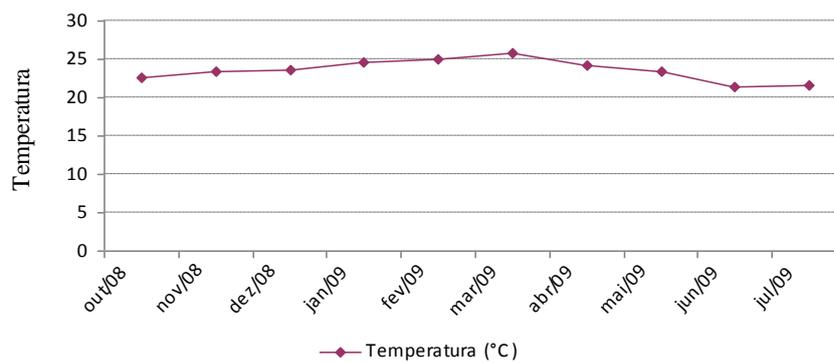


Figura 8: Gráfico demonstrativo da temperatura média do ar na região de coleta durante os meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAPM, 2009).

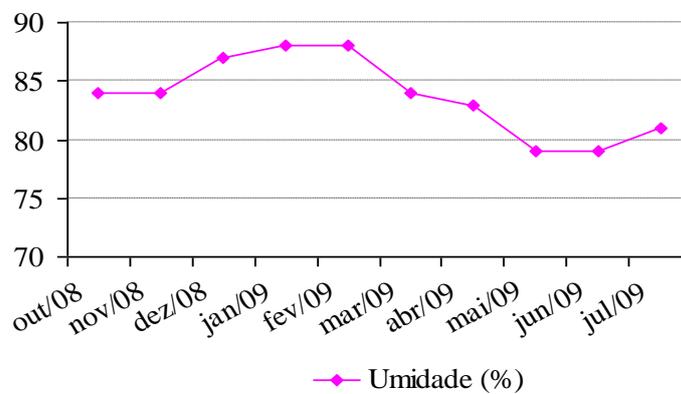


Figura 9: Gráfico demonstrativo da umidade nas proximidades da área de estudo referente aos meses de outubro de 2008 a julho de 2009 (IEAPM, 2009).

5.3 Parâmetros físico-químicos

Durante o período de coleta, foram realizadas medições dos seguintes parâmetros: temperatura da água, temperatura do sedimento e pH; completando um ciclo anual (de outubro de 2008 a outubro de 2009). Essas medições encontram-se dispostas na tabela 3, com os valores máximos, mínimos, médios e o desvio padrão. De uma forma geral, os gráficos (Figuras 10, 11 e 12) ilustram as variações mensais dos parâmetros físico-químicos das quatro estações de coleta.

Além dessas aferições, foram realizadas pelo Laboratório de Análise Ambiental e Mineral da UFRJ (LAM) um total de cinco análises para caracterização da água dos diferentes reservatórios em estudo. Essas análises encontram-se dispostas nas tabelas 4 e 5 sendo os parâmetros físicos químicos verificados: Eh (mV), Condutividade (mS), pH, TOD (mg/l), turbidez (NTU), carbonato e bicarbonato (mg/l) apresentando os valores máximos, mínimos, médios e o desvio padrão.

O pH mensurado durante a coleta variou de neutro a alcalino (7,0 a 10 u.p.H), sendo observado que todos os reservatórios em estudo atingiram um pH bem elevado no mês de outubro de 2009. Em relação às análises para pH quantificadas em laboratório, foi observado um pH mínimo de 7,1 e máximo de 9,0 encontradas ambas as medições, na estação de coleta #3.

A temperatura da água verificada durante o período de coleta apresentou os maiores valores em março de 2009, exibindo os maiores valores nas estações de coleta #3 e #4 com 40°C. Os menores valores ocorreram durante o mês de junho de 2009 com temperatura mínima da água de 25°C encontrada na estação de coleta #1.

A temperatura do sedimento apresentou os maiores valores no mês de abril de 2009 para a estação de coleta # 4 com 29,6 °C e os menores valores para o mês de setembro do mesmo ano com 25°C para as estações de coleta #1 e #4.

O potencial de óxido-redução (Eh) verificado apresentou pouca variação sendo que os menores valores foram encontrados em janeiro de 2009, alcançado de 108 mV, na estação de coleta # 1. O valor máximo foi averiguado em março de 2009 com 433 mV, para os reservatórios concentrador e cristalizadores.

Os menores valores para condutividade ocorreram em outubro de 2008, sendo o menor valor de 13,4 mS aferido na estação de coleta #2. Os maiores valores ocorreram no mês de março de 2009 onde o maior valor foi da estação de coleta #4 com 231 mS.

Os maiores e menores valores de turbidez foram obtidos no período chuvoso, sendo o valor máximo encontrado de 20,7 para o reservatório concentrador #3 e o valor mínimo de 2,4 para a estação de coleta #4.

A taxa de oxigênio dissolvido apresentou os menores valores em janeiro de 2009 para as estações de coleta #3 e #4, apresentando 1mg/l; enquanto que em outubro de 2009 obteve 6,03 mg/l na estação de coleta #1.

O teor mínimo de carbonato foi 73,8 mg/l para estação de coleta #1 em dezembro de 2008 e o valor máximo de 670 mg/l no mês de março 2009, na estação de coleta #4. O bicarbonato apresentou no mês de outubro de 2008 o maior valor com 279 mg/l e mínimo de 18mg/l em janeiro na estação de coleta #1.

Na tabela 6 encontra-se a estatística descritiva da composição química inorgânica da água incluindo os teores dos íons: SO_4^{2-} , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , Cl^- e K^+ calculada a partir do número total de amostras analisadas (n). Assim os principais compostos presentes na água da Salina Julieta podem ser citados em ordem crescente de média $\text{Ca}^+ < \text{K}^+ < \text{Mg}^{2+} < \text{SO}_4^{-2} < \text{Na}^+ < \text{Cl}^-$ para todas as estações de coleta.

Tabela 3: Parâmetros físico-químicos mensurados na Salina Julieta durante o período de coleta deste estudo.

Estação de coleta	Temperatura da água				Temperatura do Sedimento				pH			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Out./08	32,0	36,9	37,7	38,6	27,0	29,8	32,7	36,6	8,7	8,7	8,8	8,5
Nov./08	29,8	30,0	34,0	35,1	27,3	28,4	31,0	26,0	7,0	8,0	8,4	9,0
Dez./ 08	28,4	30,0	33,4	29,3	25,9	25,8	28,1	26,0	7,7	7,6	7,8	8,1
Jan./09	29,7	28,8	38,8	36,0	28,7	28,8	29,5	34,0	8,4	8,4	8,7	8,6
Fev./09	28,4	31,0	33,4	29,3	25,9	25,8	28,1	26,2	7,6	7,7	7,0	8,0
Mar./09	32,1	36,6	40,4	40,0	29,4	29,9	39,0	39,0	8,2	8,3	8,5	7,7
Abr./09	31,3	32,5	36,0	39,6	28,6	30,6	33,4	39,6	8,7	8,7	10	9,3
Mai./09	27,8	29,2	31,1	30,5	27,8	28,7	28,1	31,6	8,6	8,6	8,8	9,0
Jun./09	25,6	27,2	27,1	28,8	25,7	26,1	26,7	27,1	*	*	*	*
Ago./ 09	35,0	32,6	32,5	32,6	31,0	29,1	28,0	29,0	8,3	8,2	8,1	8,0
Set./ 09	28,5	28,7	29,0	28,5	25,0	26,4	26,0	25,0	8,1	8,7	9,5	9,5
Out./09	35,4	35,4	35,4	35,3	32,0	31,0	32,3	32,1	10	10	10	10
Máximos	35,4	36,9	40,0	40,0	32,0	31,0	39,0	39,6	10	10	10	10
Mínimos	25,6	27,2	27,1	28,5	25,0	25,8	26,0	25,0	7,0	7,6	7,0	7,7
Média	30,3	31,5	34,0	33,6	27,8	28,4	30,2	31,0	8,3	8,4	8,7	8,7
Desvio Padrão	2,93	3,3	3,90	4,36	2,17	1,89	3,66	5,29	0,8	0,7	1,0	0,7

***Parâmetros não aferidos.**

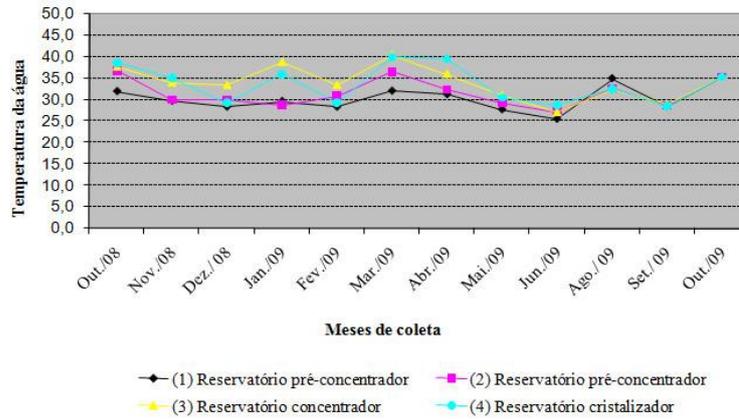


Figura 10: Gráfico comparativo da temperatura da água entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.

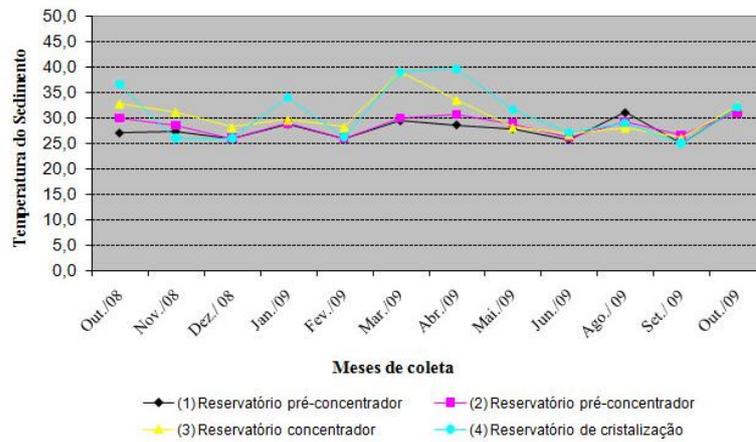


Figura 11: Gráfico comparativo da temperatura do sedimento entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.

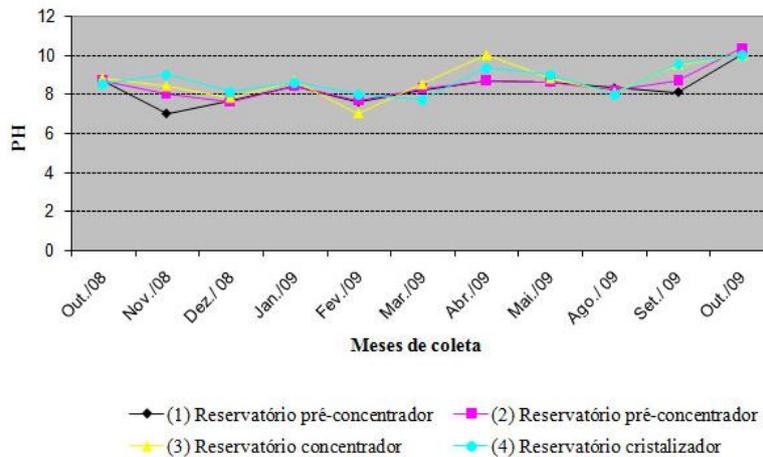


Figura 12: Gráfico comparativo do pH entre as estações de coleta da Salina Julieta durante o período de estudo.

Tabela 4: Dados físico-químicos da água das estações de coleta da Salina Julieta obtidos através das análises realizadas pelo LAM da UFRJ.

Meses de coleta	Eh (mV)				Condutividade (mS)				Oxigênio dissolvido (mg/l)				Turbidez (NTU)			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Out. 2008	341	358	350	330	22,6	13,4	16,9	16,2	6,03	2,41	2,75	1,72	12	14,7	20,7	2,7
Dez. 2008	422	417	415	410	44,2	47,5	47,2	*	4,99	3,62	4,30	4,82	2,9	2,5	3,4	2,4
Jan. 2009	108	107	136	135	108	107	136	135	2,74	2,2	0,9	2,90	3,0	2,5	6,8	9,6
Mar. 2009	435	430	433	433	81	127	181	231	3,47	3,96	3,80	*	6,4	7,5	15	13
Abr. 2009	362	330	330	335	38	41	145	202	3	3,3	3	1	8	8	9	10
Média	333,6	328,4	332,8	328,6	58,76	67,18	105,08	146,05	2,97	3,09	2,95	2,61	5,60	6,2	9,71	11
Mediana	362	358	350	335	44,2	47,5	136	168,5	4,99	3,3	3	2,31	4,7	5	3	9,8
Mínimo	108	107	136	135	22,6	13,4	16,9	16,2	3	2,2	0,9	1	2,9	2,5	3,96	2,4
Máximo	435	430	433	433	108	127	181	231	6,03	3,96	4,3	4,82	12	14,7	20,7	3,96
Desvio-Padrão	132,14	130,45	118,14	117,31	34,89	47,77	0,58	95,44	10,36	0,76	1,30	1,66	4,15	4,94	7,02	8,84

* Dados não aferidos.

Tabela 5: Dados físico-químicos da água das estações de coleta da Salina Julieta obtidos através das análises realizadas pelo LAM da UFRJ.

Meses de coleta	Carbonato (mg/L)				Bicarbonato (mg/L)				pH			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Out. 2008	206	146	123	339	111	168	279	260	8,6	8,6	9	8
Dez. 2008	73,8	73,9	88,5	108	77,8	67,1	35,6	31,5	8,3	8,2	8,4	8,5
Jan. 2009	149	129	112	92,0	18	75	25	79	7,8	7,6	7,1	6,9
Mar. 2009	273	274	434	670	53,7	67,1	23,5	179	8,4	8,4	8,8	7,7
Abr. 2009	*	*	*	*	*	*	*	*	8,5	8,5	9	8
Média	175,45	155,73	189,37	302,31	65,13	94,3	90,76	137,4	8,3	8,2	8,4	7,2
Mediana	177,5	137,5	117,5	223,64	65,77	71,05	30,28	129	8,4	8,4	8,8	8
Mínimo	73,8	73,9	88,5	92	18	67,1	23,5	31,5	7,8	7,6	7,1	6,9
Máximo	273	274	434	670	111	168	279	260	8,6	8,6	9	8,5
Desvio-Padrão	84,62	84,63	163,7	84,62	39,23	49,27	125,6	102,27	0,31	0,39	0,79	0,58

*Dados não aferidos.

Tabela 6: Estatística descritiva da composição química inorgânica da água dos reservatórios da salina, sendo as concentrações dadas em g/L.

Estação de coleta	Química inorgânica da água	n	Média	Mediana	Mínimo	Máximo	Desvio Padrão
Reservatório (1)	Sulfato (SO_4^{-2})	6	5,05	5,9	2,6	6,25	1,65
	Cloreto (Cl^-)	6	40,2	38	35,7	44,8	4,31
	Sódio (Na^+)	6	20,04	18,1	17,9	23,1	2,59
	Potássio (K^+)	6	0,9	0,94	0,68	1,04	0,2
	Cálcio (Ca^{+2})	6	0,21	0,006	0,005	0,72	0,35
	Magnésio (Mg^{+2})	6	0,92	0,096	0,07	2,94	1,38
Reservatório (2)	Sulfato (SO_4^{-2})	6	6,45	5,87	3,9	11,5	2,83
	Cloreto (Cl^-)	6	55,46	53,18	35,7	70,9	13,3
	Sódio (Na^+)	6	35,56	22,75	16,6	89,1	28,07
	Potássio (K^+)	6	1,06	0,91	0,76	1,598	0,32
	Cálcio (Ca^{+2})	6	0,25	0,008	0,0067	0,72	0,37
	Magnésio (Mg^{+2})	6	1,54	1,79	0,05	2,94	1,2
Reservatório (3)	Sulfato (SO_4^{-2})	6	8,63	8,45	3,2	13,82	3,24
	Cloreto (Cl^-)	6	84,31	81,15	59,7	116,4	23,32
	Sódio (Na^+)	6	45,27	41,12	64,2	75,2	22,3
	Potássio (K^+)	6	1,75	1,78	0,4	2,74	0,77
	Cálcio (Ca^{+2})	6	0,24	0,01	0,008	0,9	0,4
	Magnésio (Mg^{+2})	6	3,28	3,54	0,93	7,41	2,63
Reservatório (4)	Sulfato (SO_4^{-2})	6	11,66	11,05	5,7	17,38	4,78
	Cloreto (Cl^-)	6	122,96	124,65	63,31	164,4	34,47
	Sódio (Na^+)	6	65,43	61,1	11,3	107	37,95
	Potássio (K^+)	6	2,5	2,88	0,4	3,29	1,11
	Cálcio (Ca^{+2})	6	0,32	0,01	0,09	1,47	0,58
	Magnésio (Mg^{+2})	6	5,73	4,88	3,58	11,63	3,06

5.4 Esteiras microbianas

5.4.1 Aspecto geral

Conforme sua variação estrutural as esteiras microbianas presentes na Salina Julieta foram classificados como Tipo 1 (microtrama menos desenvolvida) ou Tipo 2 (microtrama mais desenvolvida) de Reid *et al.* (2000).

De maneira geral, a análise morfológica através do MEV para caracterização da microtrama considerou a abundância de cianobactérias encontradas, a quantidade de mucilagem e a presença de carbonatos microbianos. No Tipo 1 ocorre uma microtrama micrítica carbonática pouco abundante, pobre em EPS e que apresenta esparsas populações de cianobactérias filamentosas, com oóides ligados e aprisionados. O inverso ocorre com a microtrama no Tipo 2, que exibe grandes quantidades de grumos micríticos, filamentos de cianobactérias e grande quantidade de EPS e oóides ligados e trapeados.

Com relação à morfologia em campo descrita por Hoffman (1976), essas esteiras foram classificados como: lisa, poligonal e coloforme, formando extensas estruturas microbianas que recobrem o fundo dos diversos reservatórios em estudo. Com exceção da estrutura coloforme, encontrada somente no período seco, as outras foram observadas durante todos os períodos.

Segue abaixo o quadro 2 que ilustra as estações de coleta, os Tipos classificados e as morfologias verificadas em campo.

Quadro 2: Distribuição das esteiras microbianas nas estações de coleta (reservatórios) da Salina Julieta considerando os Tipos (segundo Reid *et al.*, 2000) e as morfologias em campo (segundo Hoffman, 1976).

Estação de coleta (Reservatórios)	Tipos	Morfologia em campo
Pré-concentrador # 1	Tipo 2	poligonal
Pré-concentrador # 2	Tipo 2	lisa e coloforme
Concentrador # 3	Tipo 1	lisa
Cristalizador # 4	-	-

No reservatório cristalizador, onde se encontra a estação de coleta #4, não foi encontrado nenhum tipo de esteira microbiana ao longo do estudo, sendo somente observado um biofilme mucilaginoso ao fundo.

Apesar dos reservatórios serem permanentemente preenchidos pela água da Lagoa de Araruama, apresentaram uma coluna d'água mais reduzida durante o período seco, que por vezes deixou as esteiras microbianas emersos ou em regiões quase ausentes de água.

As esteiras microbianas laminadas foram descritas macroscopicamente, sendo verificadas as laminações superiores, medianas e basais. Em geral, verificou-se que apresentavam laminações multicoloridas intercaladas entre o verde, púrpura e marrom. Além disso, é importante mencionar que, em algumas estruturas microbianas lisas e poligonais laminadas foi observada a perda das laminações em regiões consideradas mais escuras, principalmente, nas partes mais profundas (de média inferior até a base).

Para a análise sedimentológica de fragmentos em conjunto com lâminas petrográficas, foi estabelecido a mineralogia presente nas estruturas a partir do MEV e do EDS. De maneira geral, verificou-se a presença de gipsita, halita, quartzo, pelóides e grumos carbonáticos. Durante as análises foram observadas partes claras e escuras nos fragmentos, onde as partes mais claras estavam recobertas por uma rede de microcristais de halitas que se mantiveram sobre a superfície da estrutura após a secagem do material e as partes escuras constituíam-se por material orgânico não recoberto.

Ao longo das análises foi observada uma forma melada de halita (NaCl), que não possuía arestas bem nítidas, ocasionada por sua propriedade de se dissolver com facilidade.

Durante todas as análises de MEV, EDS e petrográficas não foram encontrados bioclastos nas estruturas estudadas, tendo sido somente encontrado no fundo dos reservatórios.

Na análise microbiológica as esteiras microbianas da Salina Julieta mostraram-se compostos por 30 espécies de cianobactérias, dentre as quais 20 espécies são esféricas e 10 se apresentam na forma filamentosa. A descrição de cada um dos *taxa* observados encontra-se no apêndice A. Algumas espécies de cianobactéria e a presença de fungo podem ser visualizados na (Estampa III), ao passo que a distribuição das espécies nas esteiras microbianas é visto no quadro 3.

ESTAMPA III

Figura 1: Fotomicrografia da cianobactéria *Spirulina subsalsa* (Oersted) Gomont 1892.

Figura 2: Fotomicrografia da cianobactéria *Microcoleus chthonoplastes* (Thuret) Gomont 1892.

Figura 3: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece stagnina* (Sprengel) A. Braun 1863.

Figura 4: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece clathrata* West & West 1906

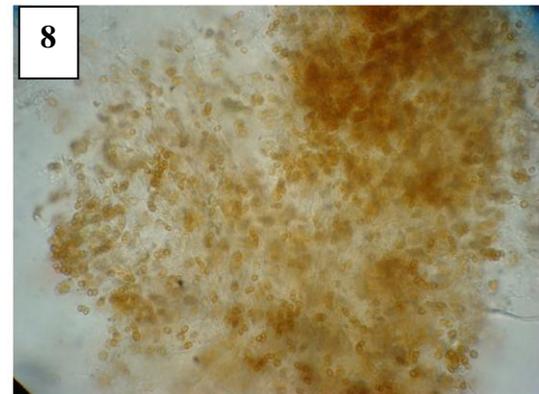
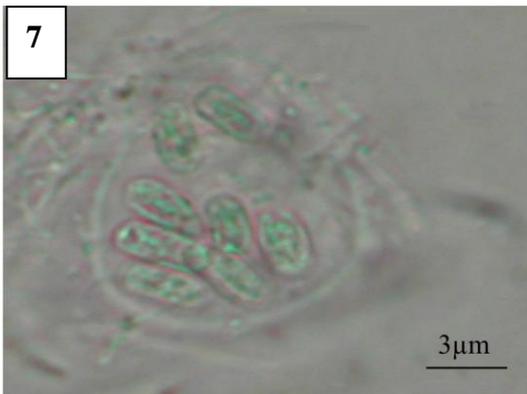
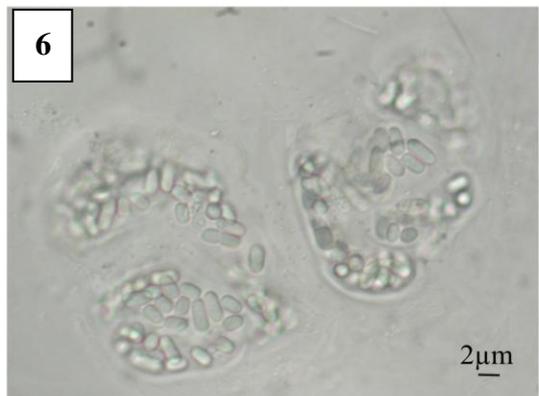
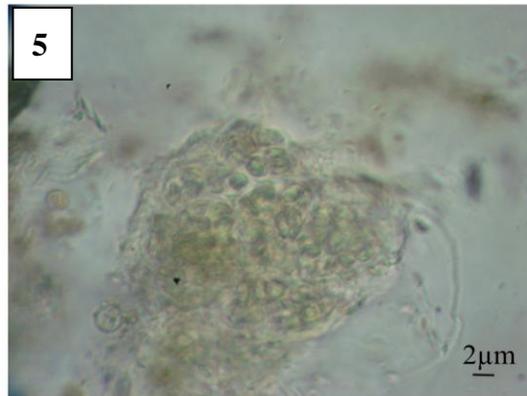
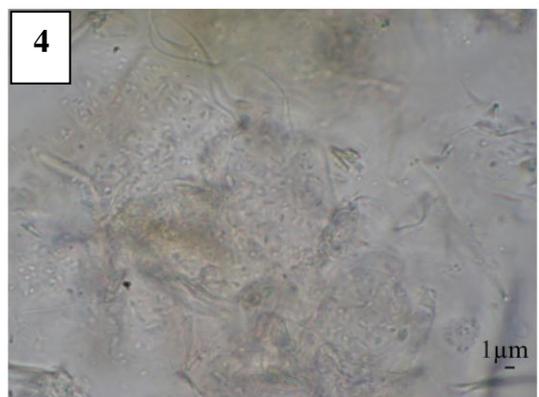
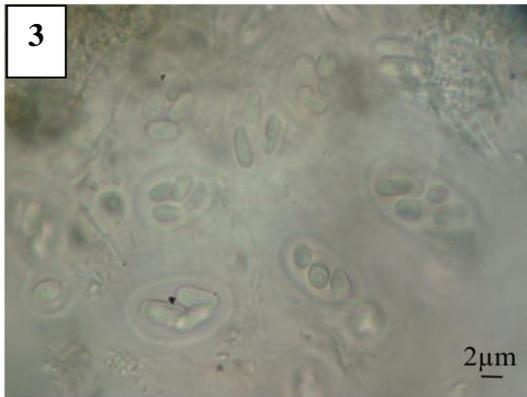
Figura 5: Fotomicrografia da cianobactéria *Gloeocapsopsis magma* (Brébisson) Komárek & Anagnostidis 1986.

Figura 6: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece conglomerata* Rich 1932.

Figura 7: Fotomicrografia da cianobactéria *Aphanothece saxicola* Nägeli 1849.

Figura 8: Fotomicrografia mostrando a presença de fungos.

ESTAMPA III



Quadro 3: Distribuição das espécies de cianobactérias nas esteiras microbianas Tipos 1 e 2.

Espécies	Esteira microbiana 1	Esteira microbiana 2		
	Lisa	Lisa	Coloforme	Poligonal
<i>Aphanothece castagnei</i>		X	X	X
<i>Aphanothece clathrata</i>	X	X		X
<i>Aphanothece conglomerata</i>		X	X	X
<i>Aphanothece halophytica</i>	X	X	X	X
<i>Aphanothece marina</i>	X			
<i>Aphanothece salina</i>	X			X
<i>Aphanothece saxicola</i>	X			X
<i>Aphanothece stagnina</i>		X	X	
<i>Chroococcus microscopicus</i>	X	X	X	X
<i>Chroococcus minimus</i>	X	X	X	X
<i>Chroococcus minor</i>	X			
<i>Chroococcus minutus</i>	X	X		X
<i>Chroococcus turgidus</i>	X	X	X	X
<i>Cyanosarcina thalassia</i>			X	
<i>Enthophysalis conferta</i>			X	
<i>Enthophysalis granulosa</i>			X	
<i>Gloeocapsopsis crepidinum</i>			X	X
<i>Gloeocapsopsis magma</i>		X	X	
<i>Gloeothece vibrio</i>			X	X
<i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>	X	X	X	X
<i>Leptolyngbya tenuis</i>	X	X	X	X
<i>Microcoleus chthonoplastes</i>		X	X	X
<i>Oscillatoria sp.</i>	X	X		X
<i>Phormidium okenii</i>	X			
<i>Phormidium sp.</i>	X			
<i>Pseudocapsa sphaerica</i>			X	
<i>Schizothrix friesii</i>		X		X
<i>Spirulina subsalsa</i>	X	X	X	X
<i>Synecococcus salinarum</i>			X	X
<i>Xenotholos kernerii</i>	X			

A distribuição das espécies demonstrou que os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 com 28% e *Chroococcus* Nägeli 1849 com 17% foram as mais representativas do total de espécies encontradas na Salina Julieta, como visualizado na figura 13.

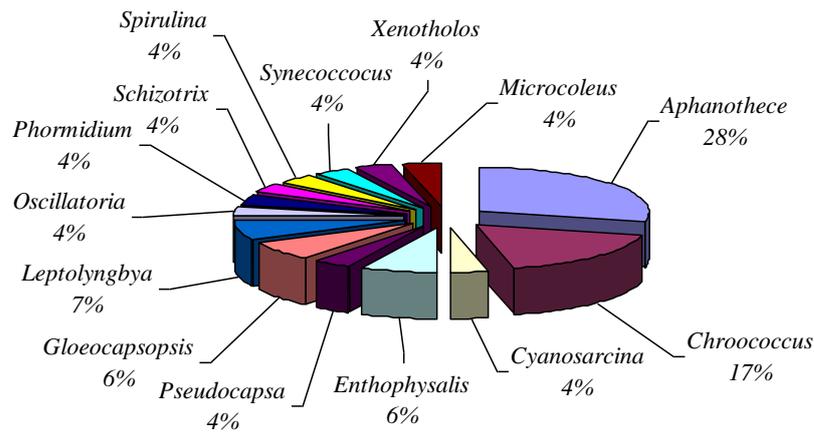


Figura 13: Gráfico da distribuição qualitativa geral dos gêneros de cianobactérias encontrados nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

5.4.2 Esteira microbiana Tipo 1 lisa

As esteiras microbianas Tipo 1 observados na Salina Julieta apresentaram na sua morfologia estrutural esparsas populações de cianobactérias filamentosas e quantidades menores de EPS, diferenciando-se também por apresentar baixa biomassa e, provavelmente, poucos organismos heterotróficos, se comparados com o Tipo 2.

No campo, esta esteira microbiana forma uma superfície plana e lisa, assim como exibe uma estrutura contínua e uniforme. Sua textura demonstrou ser frágil, quebradiça e pouco coesa.

Estas estruturas foram encontradas tanto no período de chuva como no período de seca. No período de seca, com o esvaziamento do reservatório pela intensa evaporação e a pouca entrada de água, as esteiras microbianas lisa apresentaram ressecamento e enrugamento da superfície (Estampa IV, Figuras 1, 2).

Estas esteiras mostraram-se recobertos por cristais de halita e gipsita que precipitaram sobre a estrutura durante o período de estiagem (Estampa IV, Figuras 3, 4) e apresentaram uma única laminação de coloração esverdeada com espessura máxima de 5 mm. No período chuvoso, essa estrutura não apresentava camada evaporítica sobre sua superfície (Estampa IV, Figura 5).

Em lâminas petrográficas, foi observado que a microtrama carbonática (Estampa IV, Figura 6) aparece na parte superior da laminação e apresenta-se constituída por grumos e pelóides de micrita, de tamanhos que variam de 5 a 200 μm , onde os grumos menores foram encontrados em maior proporção. Em seguida, testes com alisarina confirmaram a presença da microtrama calcítica (Estampa IV, Figura 7).

Além disso, foram encontradas formas cristalinas de gipsita formando rosetas (Estampa IV, Figura 8; Estampa V, Figura 1) envoltas por uma matriz orgânica e filamentos de cianobactérias ainda preservados (Estampa V Figuras 2, 3).

A presença de alguns grãos de quartzo (Estampa V, Figura 4), provenientes do transporte pelo vento, depositados nos reservatórios e aprisionados pela estrutura microbiana, também foi observada.

As análises de EDS e MEV em fragmentos e em lâminas petrográficas confirmaram as prováveis constituições mineralógicas, onde os cristais de gipsita são predominantes em tal estrutura (Estampa V, figuras 5, 6, 7, 8). As halitas, os grãos de quartzo e calcita foram encontrados envoltos por conteúdo orgânico, EPS e filamentos (Apêndice C, Figura 1, 2, 3, 4 e 5).

Nas análises de EDS e MEV para essa estrutura, não foram encontrados nenhum tipo de bioclastos.

A análise da composição cianobacteriana mostrou o predomínio de formas esféricas, sendo constituídas por um total de 17 espécies, 11 esféricas e 6 filamentosas.

Nos períodos chuvoso e seco, as esteiras microbianas lisas apresentaram uma riqueza de 17 e 14 espécies, respectivamente. As espécies ausentes no período seco foram *Aphanothece marina*, *Aphanothece saxicola* e *Xenotholos kernerii*, 1994. Em ambos os períodos, os gêneros que agruparam o maior número de espécies foram *Aphanothece* Nägeli 1849 e *Chroococcus* Nägeli 1849. No período chuvoso a porcentagem foi de 29% para os dois gêneros, enquanto que no período seco foram de 21% e 37%, respectivamente. Os gráficos das Figuras 14 e 15 ilustram essas variações nas proporções dos gêneros das cianobactérias.

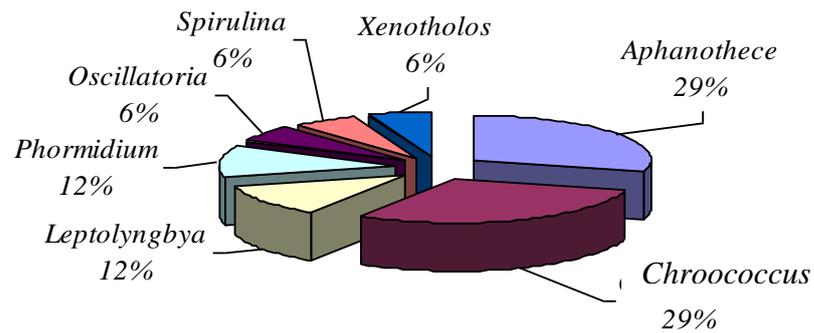


Figura 14: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 1 lisa no período de chuva da Salina Julieta.

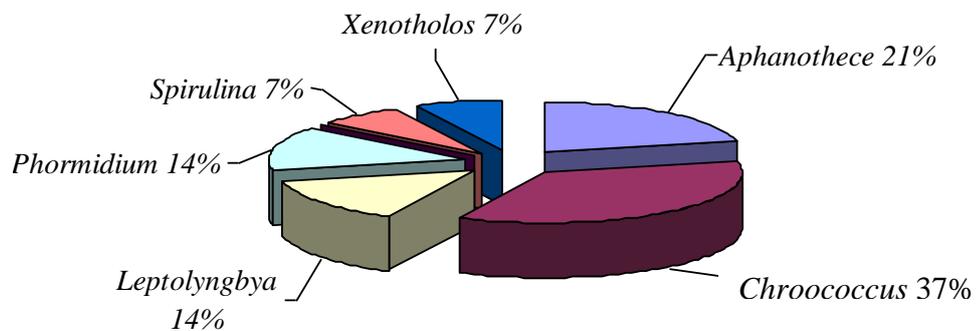


Figura 15: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 1 lisa no período de seca da Salina Julieta.

A abundância relativa (Figura 16) das diferentes espécies a partir da análise quantitativa mostrou que no período chuvoso dominam três espécies que obtiveram maior abundância relativa que 1/S, sendo elas *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,24), *Leptolyngbya tenuis* (0,19) e *Chroococcus minimus* (0,13), enquanto que para o período seco as mesmas espécies foram dominantes e apresentaram abundância relativa de 0,24; 0,18 e 0,17, respectivamente.

A tabela 7 apresenta o índice de diversidade, equitabilidade, riqueza e os valores para 1/S. O índice de diversidade corresponde ao índice de Shannon Wiener (H') com valores de 2,243 para o período chuvoso e 2,068 para período seco. No apêndice F, tabela 1 são apresentados os dados de origem.

Tabela 7: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza (S) e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas lisas Tipo 1 da salina Julieta, observados no período chuvoso e seco.

Esteiras microbiana (Período)	Shannon Wiener (H')	Equitabilidade	Riqueza (S)	$1/S$
Chuvoso	2,243	0,791	17	0,058
Seco	2,068	0,783	14	0,071

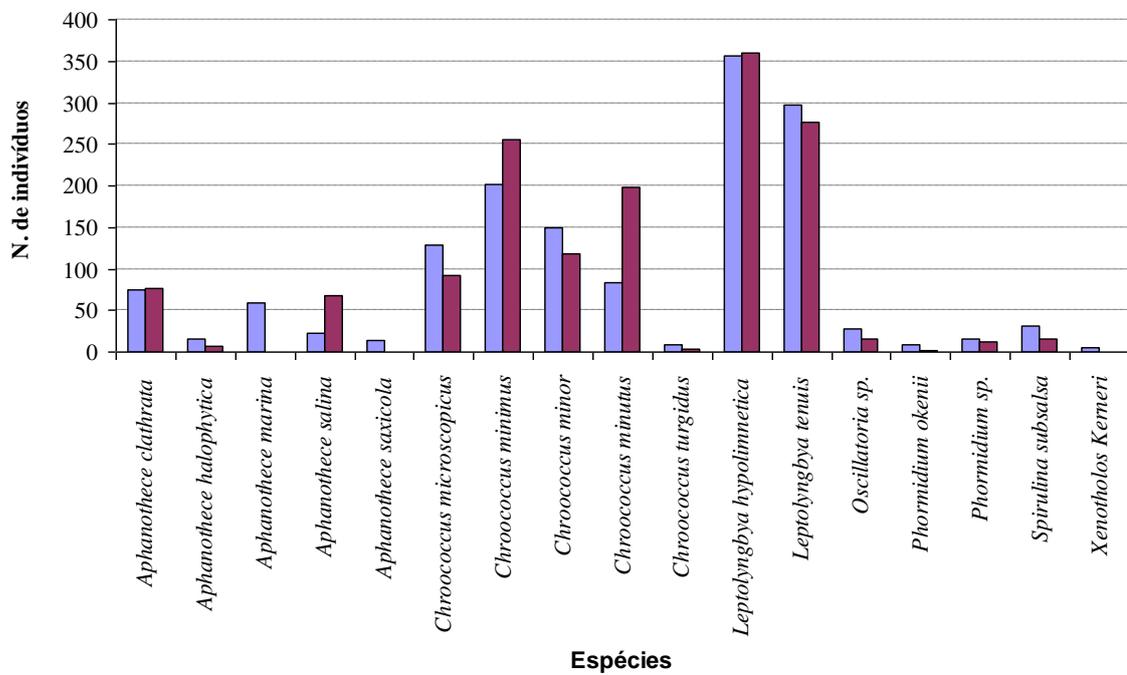


Figura 16: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 1 lisa da Salina Julieta encontradas no período chuvoso (roxo) e seco (vermelho), onde verifica-se a dominância das espécies *Leptolyngbya hypolimnetica*, *Leptolyngbya tenuis* e *Chroococcus minimus*.

ESTAMPA IV

Figura 1: Vista parcial do reservatório concentrador # 3 da Salina Julieta em período seco, que evidencia reduzida coluna d'água próximo à margem.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 1 lisa recoberto por halita, encontrado no período seco sofrendo ressecamento.

Figura 3: Esteira microbiana Tipo 1 encontrado no reservatório concentrador #3 durante o período de seca (Aumento de 70,5 x).

Figura 4: Vista proximal da esteira microbiana Tipo 1 lisa onde destaca-se laminação esverdeada recoberta por halita (Aumento de 120x).

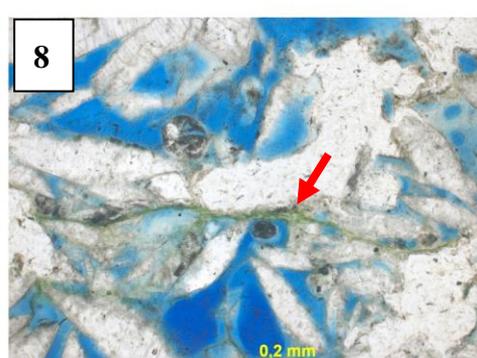
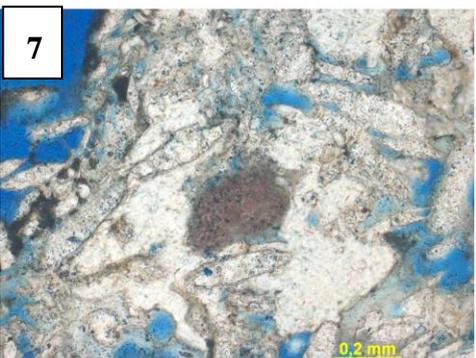
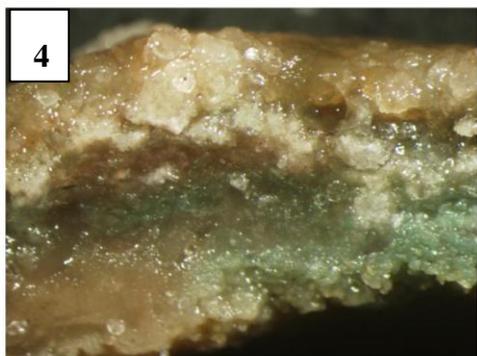
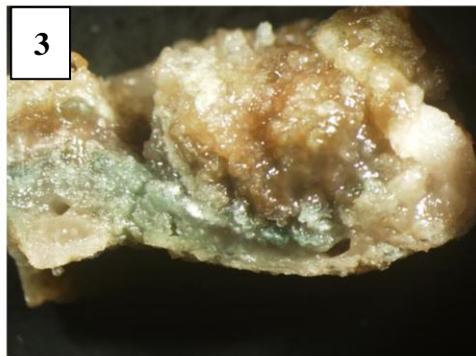
Figura 5: Esteira microbiana Tipo 1 lisa encontrado no período chuvoso (Aumento 30x).

Figura 6: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 evidenciando um grumo micrítico e cianobactéria (seta vermelha) aderido ao cristal de gipsita (Aumento 10x).

Figura7: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa, apresentando grumo micrítico corado com alisarina, evidenciando a microtrama carbonática (Aumento 10x).

Figura 8: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa, apresentando cristais de gipsita e filamentos de cianobactérias (seta vermelha).

ESTAMPA IV



ESTAMPA V

Figura 1: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa a destacar os cristais de gipsita formando uma roseta (Aumento 10x).

Figura 2: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa que apresenta filamentos de cianobactérias envolvendo os cristais de gipsita (Aumento 10x).

Figura 3: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa contendo filamentos de cianobactérias e conteúdo orgânico envolvendo os cristais de gipsita (Aumento 10x).

Figura 4: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa, evidenciando a presença de alguns grãos de quartzo e grande quantidade de cristais de gipsita (Aumento 2,5).

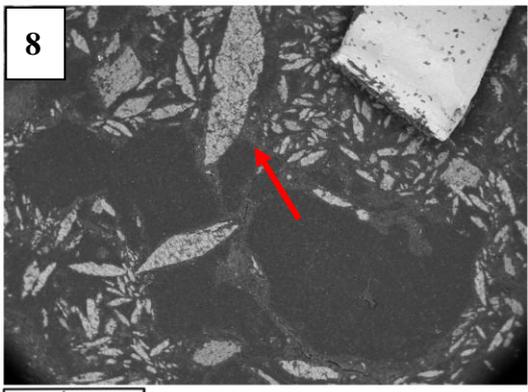
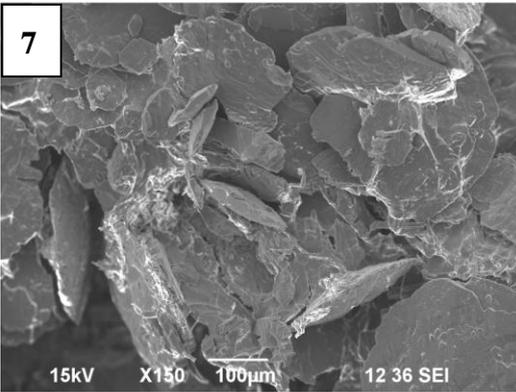
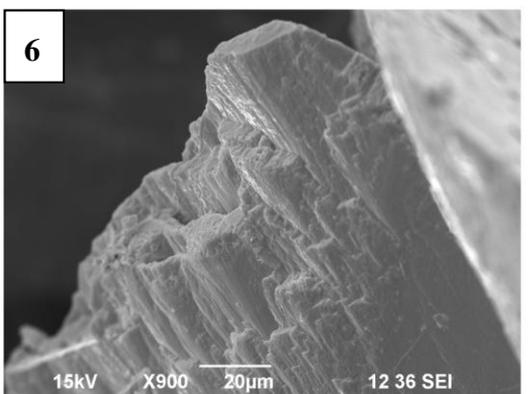
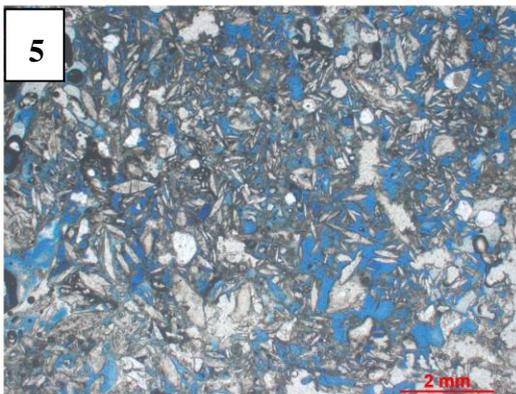
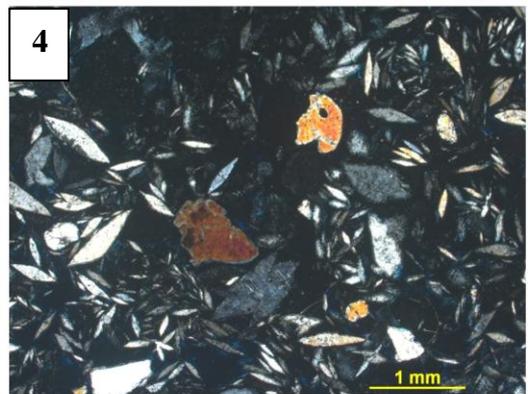
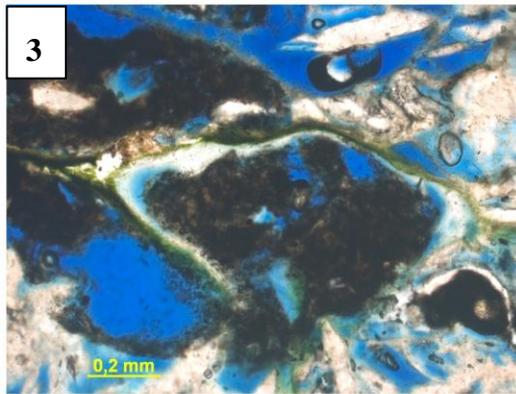
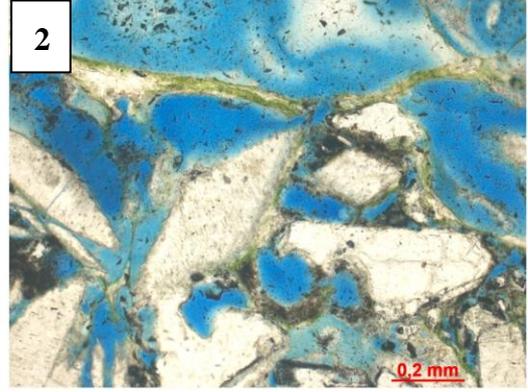
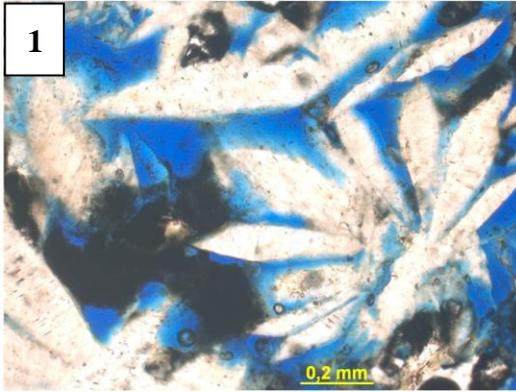
Figura 5: Fotomicrografia da esteira microbiana Tipo 1 lisa, mostrando cristais de gipsita.

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 1 lisa mostrando um cristal de gipsita.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 1 lisa, onde se evidencia a pouca quantidade de mucilagem e filamentos, estrutura formada por grande quantidade de cristais de gipsita.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de uma lâmina petrográfica mostrando cristais de gipsita (seta vermelha) envolvidos por um conteúdo orgânico.

ESTAMPA V



5.4.3 Esteira microbiana Tipo 2 lisa

A esteira microbiana Tipo 2 lisa caracterizou-se por ser uma estrutura desenvolvida, com microorganismos abundantes, grandes quantidades de EPS e precipitação de carbonato de cálcio.

A caracterização morfológica consistiu de uma estrutura compacta, coesa, composta por finas laminações multicoloridas (Estampa VI, Figuras 1, 2, 3, 4), de coloração intercalada entre o verde, vermelho e marrom. No período chuvoso e seco, apresentaram uma espessura média de 15 mm, sendo observadas macroscopicamente laminações brancas carbonáticas intercaladas na sua distribuição vertical de intervalos submilimétricos (Estampa VI, Figura 5).

Durante o período de seca essa estrutura apresentou na sua superfície uma lâmina com coloração amarelada (Estampa VI, Figura 6). No campo, apresentaram superfície lisa e contínua, sendo sobreposta por esteiras Tipo 2 coliforme no período de seca.

Durante o período de seca, foram encontradas esteiras microbianas que sofreram perda das laminações coloridas, mantendo na sua superfície somente uma fina laminação verde sobreposta por uma fina lâmina amarelada com pequenas manchas avermelhadas (Estampa VII, Figura 1). Ao longo de toda a estrutura foram observadas laminações carbonáticas não contínuas (Estampa VII, Figura 2). Concomitantemente à ausência de laminações foi verificada uma camada espessa formada por cristais de halita precipitado dentro da estrutura microbiana (Estampa VII, Figuras 3, 4 e 5). Na parte basal, ocorre a formação de microcristais de halita dentro do conteúdo orgânico (Estampa VII, Figura 6).

Nas lâminas petrográficas, a microtrama carbonática assemelhou-se com as outras estruturas em estudo, sendo constituída por pelóides arredondados a subarredondados e grumos micríticos sem formato definido, variando de tamanho de 5 a 200 μ m (Estampa VIII, Figuras 1 e 2).

Junto aos grumos micríticos foram observados grãos de quartzo (Estampa VIII, Figura 3) e filamentos de cianobactéria (Estampa VIII, Figura 4). Esses grãos de quartzo na região basal da esteira microbiana apresentaram feições de alteração semelhantes àquelas observadas em bioerosão (Estampa VIII, Figuras 5, 6, e 7).

O perfil petrográfico para esta estrutura realizada a partir da fotomicrografia de finas seções de 0,5 mm da base para a superfície com aumento 10x, mostrou a presença de laminações bem definidas e a distribuição da microtrama carbonática (Apêndice B, Figura 1).

Nessa esteira, as análises de EDS e MEV, realizadas em lâminas e pequenos fragmentos, indicaram associados a trama microbiana (Estampa VIII, Figura 8) a existência de grãos de quartzo e ferro (Apêndice C, Figuras 6, 7, 8, 9), calcita magnesianas, microcristais de halita (Apêndice C, Figuras 10, 11, 12).

Nas análises de MEV e EDS para essa estrutura, não foi encontrado nenhum tipo de bioclastos.

Biologicamente, as esteiras microbianas Tipo 2 lisa apresentaram uma riqueza de 16 espécies para o período chuvoso, dentre as quais 10 são esféricas e 6 são filamentosas. Os gêneros que apresentaram o maior número de espécies (Figura 17) foram *Aphanothece* Nägeli 1849 com 32% e *Chroococcus* Nägeli 1849 com 20%.

No período seco, as esteiras microbianas exibiram uma riqueza de 15 espécies, sendo ausente a forma esférica *Chroococcus turgidus*. Além disso, apresentaram os mesmos gêneros obtendo o maior número de espécies (Figura 18) com 32% para *Aphanothece* Nägeli 1849 e 25% para *Chroococcus* Nägeli 1849.

No período chuvoso, os segmentos 1, 2 e 3 apresentaram o maior número de espécies para os mesmos gêneros, que correspondem aos gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 com 32%, 21% e 26%, e *Chroococcus* Nägeli 1849 com 25%, 30% e 25%, respectivamente. A distribuição da proporção cianobacteriana por gênero dos segmentos (1, 2, 3) encontra-se ilustrado no apêndice D, figuras 1, 2, 3.

Para os segmentos 1, 2 e 3 o período seco apresentou os mesmos gêneros compreendendo o maior número de espécies os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 com 32%, 30% e 26%, e *Chroococcus* Nägeli 1849 20%, 21% e 25%, respectivamente. A distribuição da proporção cianobacteriana por gênero dos segmentos 1, 2 e 3 no período seco encontra-se ilustrada no apêndice D, figuras 4, 5, 6.

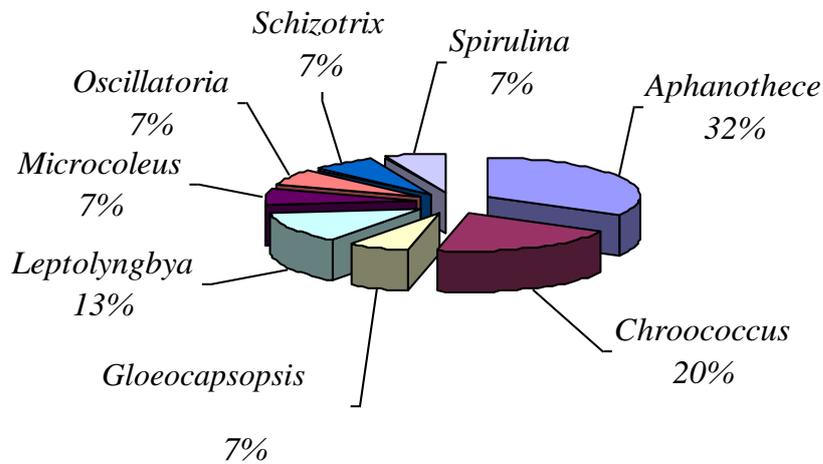


Figura 17: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no período chuvoso da Salina Julieta.

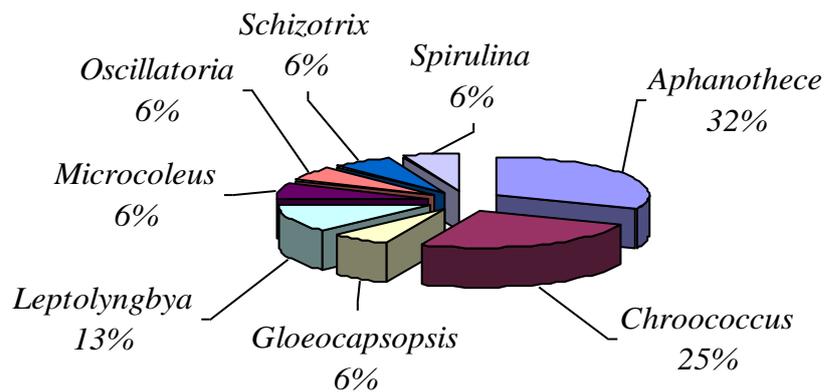


Figura 18: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no período de seca da Salina Julieta.

No período de chuva, a abundância relativa maior que $1/S$ (0,067) para a esteira microbiana lisa apresentou os seguintes valores para as espécies dominantes: *Chroococcus minimus* (0,27), *Chroococcus minutus* (0,17), *Chroococcus microscopicus* (0,12), *Gloeocapsopsis magma* (0,12) e *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,12), enquanto que no período de seca demonstrou dominância de 0,21; 0,19; 0,17; 0,13 e 0,11 para as mesmas espécies, respectivamente, tendo o mesmo valor para $1/S$. Na Figura 19 segue o gráfico demonstrativo da abundância relativa entre as espécies encontradas.

No período chuvoso, as espécies dominantes que apresentaram no segmento 1 abundância relativa maior que $1/S$ (0,063) foram: *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,36), *Chroococcus minutus* (0,19), *Spirulina subsalsa* (0,11) e *Chroococcus minimus* (0,09).

Em relação ao segmento 2, somente ocorreu dominância para as espécies esféricas com abundância relativa maior que $1/S$ (0,071), sendo elas: *Chroococcus minimus* (0,34), *Chroococcus minutus* (0,15) e *Gloeocapsopsis magma* (0,19); enquanto que o segmento 3 apresentou abundância relativa maior $1/S$ (0,083) para as mesmas espécies com valores de 0,37; 0,15 e 0,18, respectivamente. O gráfico representativo da abundância relativa para os segmentos 1, 2 e 3 no período chuvoso encontra-se ilustrado no apêndice E, Figura 1.

No período seco, as espécies que obtiveram para o segmento 1 abundância relativa maior que $1/S$ (0,067) foram: *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,28), *Chroococcus minutus* (0,20) e *Chroococcus minimus* (0,11).

O segmento 2 apresentou dominância das espécies esféricas formadoras de colônia, obtendo abundância relativa maior que $1/S$ (0,071) para *Chroococcus microscopicus* (0,23), *Chroococcus minimus* (0,21), *Gloeocapsopsis magma* (0,20) e *Chroococcus minutus* (0,18); enquanto que o segmento 3 apresentou dominância para as mesmas espécies com abundância relativa de 0,24; 0,30; 0,19 e 0,19, respectivamente, e $1/S$ (0,083).

Em geral, as espécies esféricas alternaram-se ou co-dominaram os diversos segmentos, estando o gráfico representativo da abundância relativa para os segmentos 1, 2 e 3 no período seco ilustrado no apêndice E, Figura 2.

O índice de diversidade para a comunidade cianobacteriana destas estruturas da Salina Julieta apresentou valor de 2,08 para o período de chuva e 2,11 para o seco. A tabela 8 exhibe os valores de diversidade (H'), a equitabilidade, riqueza e $1/S$ para essas estruturas e os valores para cada segmento. A tabela 2 do apêndice F apresenta os dados de origem destas análises.

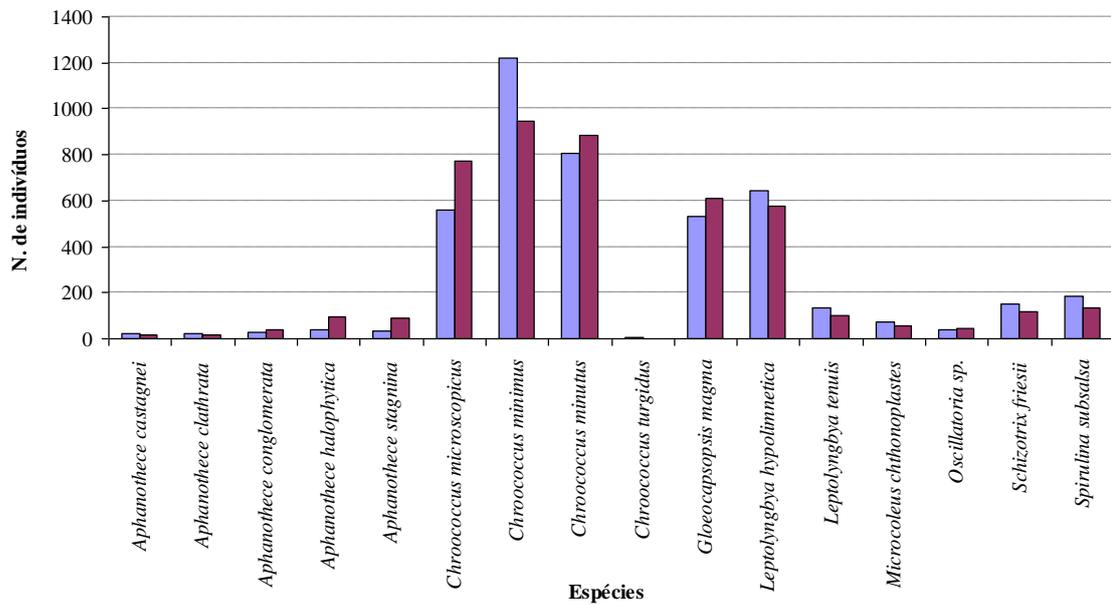


Figura 19: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa da Salina Julieta, sendo as espécies dominantes para os período chuvoso (roxo) e seco (vermelho): *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus*, *Chroococcus microscopicus*, *Gloeocapsopsis magma* e *Leptolyngbya hypolimnetica*.

Tabela 8: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 lisas da Salina Julieta observados no período chuvoso e seco.

Esteira Microbiana (Período)	Shannon Wiener (H')	Equitabilidade	Riqueza (S)	$1/S$
Tipo 2 lisa				
Chuvoso	2,08	0,75	16	0,067
Seco	2,11	0,78	15	0,067
Segmento 1				
Chuvoso	2,03	0,73	16	0,063
Seco	2,14	0,79	15	0,067
Segmento 2				
Chuvoso	1,83	0,69	14	0,071
Seco	1,95	0,74	14	0,071
Segmento 3				
Chuvoso	1,66	0,66	12	0,083
Seco	1,64	0,66	12	0,083

ESTAMPA VI

Figura 1: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrado no reservatório pré-concentrador #2 da Salina Julieta, estrutura encontrada no período chuvoso.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 2 lisa da Salina Julieta, encontrado no período chuvoso (Aumento 37,5x).

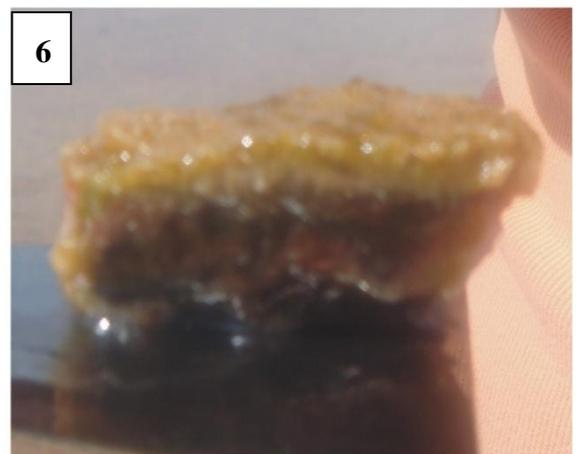
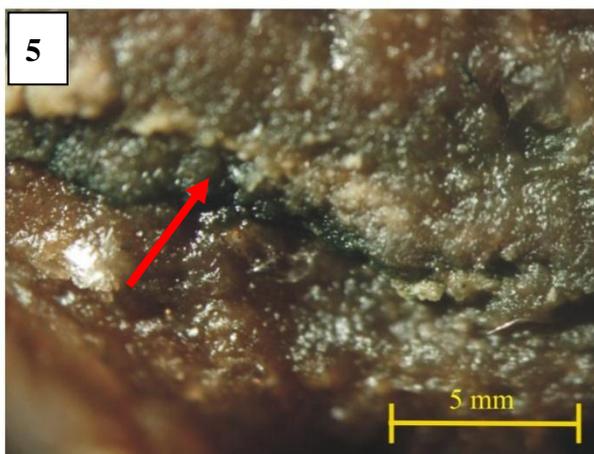
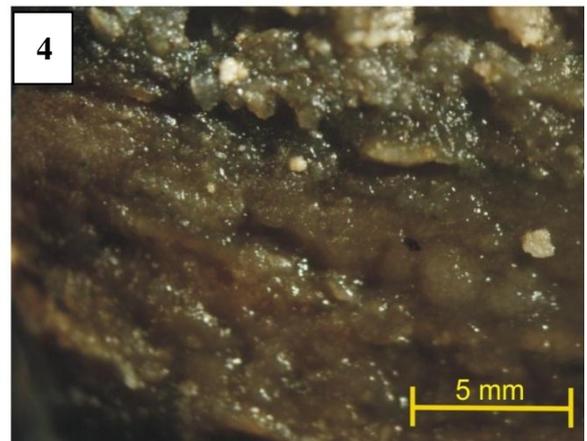
Figura 3: Detalhe das laminações superiores da esteira microbiana Tipo 2 lisa, formada por fina laminação verde (Aumento 60x).

Figura 4: Detalhe das laminações da parte média da esteira microbiana Tipo 2 lisa onde se evidenciam laminações carbonáticas (Aumento 60x).

Figura 5: Detalhe das laminações da parte basal da esteira microbiana Tipo 2 lisa evidenciando lâminas claras (seta vermelha) de constituição carbonática (Aumento 60x).

Figura 6: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrada no período seco na Salina Julieta, de laminação amarelada sobre a esverdeada.

ESTAMPA VI



ESTAMPA VII

Figura 1: Detalhe de uma esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrado no período seco da Salina Julieta, que mostra uma fina laminação amarelada na superfície e abaixo uma laminação esverdeada.

Figura 2: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 lisa, encontrado no período seco da Salina Julieta, que destaca a ausência de laminações orgânicas, presença de laminações claras carbonáticas e ostracódios (seta vermelha) (Aumento 40x).

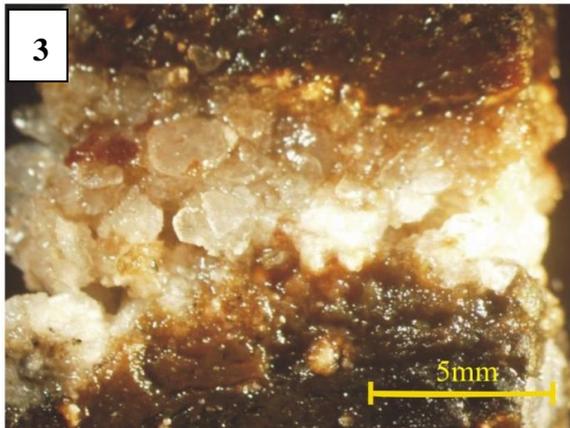
Figura 3: Detalhe da parte média onde ocorre a presença de cristais de halita precipitados dentro da estrutura microbiana e a presença de laminação clara carbonática (Aumento 40x).

Figura 4: Foto aproximada da parte média da esteira microbiana Tipo 2 lisa mostrando os cristais de halita precipitados dentro da estrutura durante o período de seca da Salina Julieta (Aumento 37,5x).

Figura 5: Esteira microbiana Tipo 2 lisa encontrado no período seco, onde observa-se uma ausência na sequência de laminações (Aumento 30x).

Figura 6: Detalhe da parte basal, mostrando a formação de pequenos pelóides dentro do conteúdo orgânico formados por microcristais de halita (Aumento 40x).

ESTAMPA VII



ESTAMPA VIII

Figura 1: Fotomicrografia de pelóides carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2 lisa da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 2: Fotomicrografia da região mediana de uma esteira microbiana Tipo 2 lisa com destaque para laminação carbonática (seta vermelha) formada por grumos micríticos (Aumento 10x).

Figura 3: Detalhe da parte superior onde encontram-se filamentos de cianobactéria (Aumento 10x).

Figura 4: Fotomicrografia do grão de quartzo envolto por uma matriz orgânica.

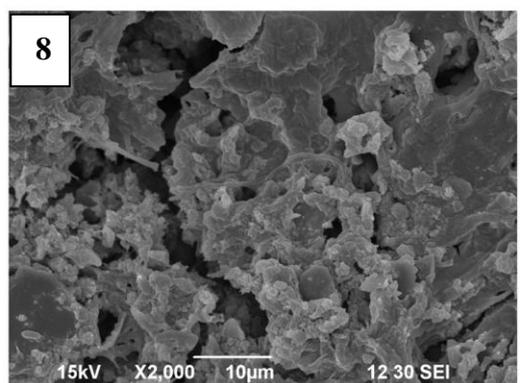
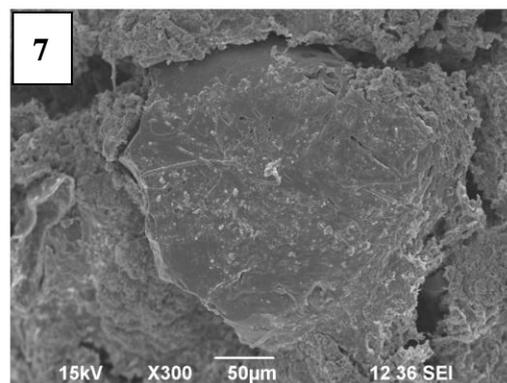
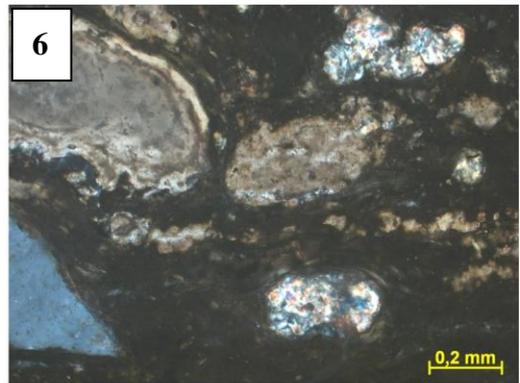
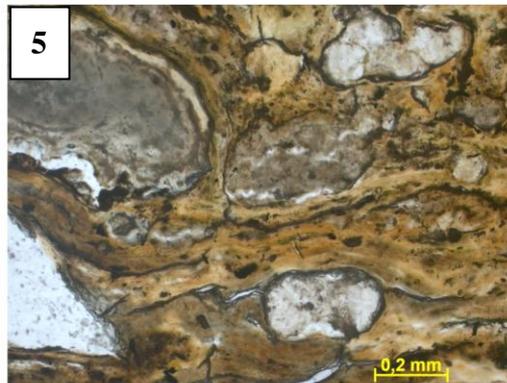
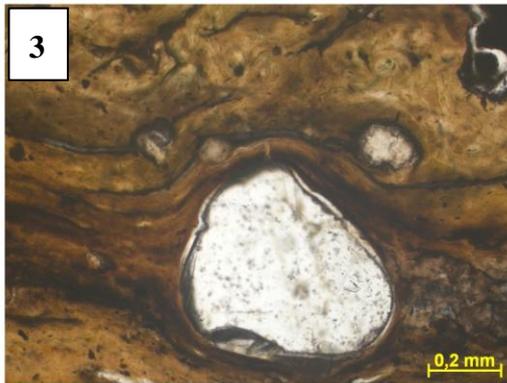
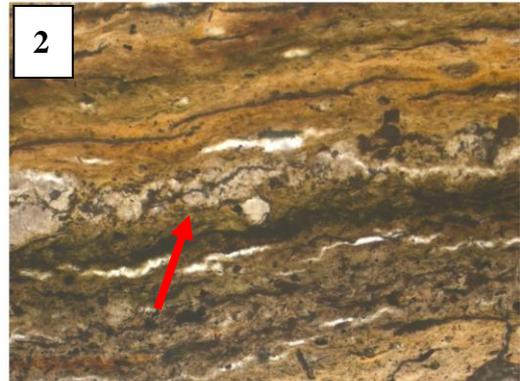
Figura 5: Fotomicrografia de grumos carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2; na parte basal, e presença de grãos de quartzo com feições de alteração semelhantes às aquelas observadas em bioerosão (Aumento 10x).

Figura 6: Fotomicrografia de grumos carbonáticos presentes na esteira microbiana Tipo 2 na parte basal, e a presença de grãos de quartzo com feições de alteração semelhantes às aquelas observadas em bioerosão (Aumento 10x).

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura evidenciando um grão de quartzo encontrado na base da esteira microbiana Tipo 2 lisa, os cristais apresentam feições de alteração semelhantes às aquelas observadas em bioerosão.

Figura 8: Microscopia eletrônica de varredura do fragmento da esteira microbiana Tipo 2 lisa com filamentos de cianobactérias e quantidade abundante de EPS.

ESTAMPA VIII



5.4.4 Esteira microbiana Tipo 2 coliforme

As esteiras microbianas Tipo 2 coliformes apresentaram grandes quantidades de mucilagem, filamentos de cianobactérias e de outros grupos de microorganismos, sendo semelhantes as esteiras microbianas Tipo 2 lisas.

A formação desta estrutura iniciou-se com o aparecimento de uma camada avermelhada (Estampa IX, Figura 1) sobre uma esteira microbiana Tipo 2 lisa, seguido do desenvolvimento de uma estrutura coesa (Estampa IX, Figura 2) com um formato oval arredondado e superfície levemente enrugada, classificada, a partir da morfologia em campo, como coliforme (Estampa IX, Figura 3).

Essas estruturas, encontradas somente no período de seca, apresentam uma espessura média de 15 a 20 mm, tendo sido observadas que possuem lâminas finas de coloração verde, vermelho e marrom (Estampa IX, Figura 3). As laminações são, contínuas e macroscopicamente acompanham a forma arredondada da estrutura. Em geral, as lâminas com coloração esverdeada possuem a superfície recoberta por pontos brancos constituídos por calcita e poucos cristais de halita (Estampa IX, Figuras 4 e 5). É importante ressaltar que na transição entre a laminação verde e a avermelhada foram verificados intervalos submilimétricos de constituição carbonática, formando finas laminações de coloração branca (Estampa IX, Figura 6). Na porção marrom, parte mais profunda do tapete, observou-se pelóides calcíticos, ostracódios e finas laminações formadas por microcristais de halita, sendo confirmada sua presença a partir da análise de EDS e MEV em fragmentos (Estampa IX, Figuras 7 e 8; Estampa X, Figura 1).

Nas lâminas petrográficas, os filamentos de cianobactérias são visualizados em grande quantidade na superfície (Estampa X, Figuras 2 e 3). A microtrama carbonática é constituída por pelóides arredondados a subarredondados e grumos micríticos, variando de tamanhos de 5 a 200µm (Estampa X, Figuras 4 e 5).

O perfil petrográfico para esta estrutura foi realizado a partir da fotomicrografia de finas seções de 0,5 mm da base para à superfície com aumento 10x e mostrou a presença de laminações bem definidas e a distribuição da microtrama carbonática evidenciada por pelóides calcíticos maiores na porção basal (Apêndice B, Figura 2).

Nesta esteira, as análises de MEV e EDS, realizadas em pequenos fragmentos, indicaram a presença de filamentos bacterianos e cianobacterianos intimamente associados à microtrama carbonática. Além disso, evidenciaram a presença de calcita magnésiana de hábito romboédrico (Estampa X, Figura 6), pelóides calcíticos (Estampa X, Figura 7 e 8), microcristais de halita e grãos de quartzo (Apêndice C, Figuras 13, 14, 15 e 16).

Nas análises de MEV e EDS para essa estrutura, não foram encontrados nenhum tipo de bioclastos.

As esteiras microbianas coliformes exibem uma composição cianobacteriana de riqueza total de 19 espécies, com 14 formas esféricas e 5 formas filamentosas. Os gêneros que compõem os maiores números de espécies são *Aphanothece* Nägeli 1849 com 21% e *Choococcus* Nägeli 1849 com 16%. O gráfico que demonstra a proporção cianobacteriana em gênero encontra-se abaixo (Figura 20).

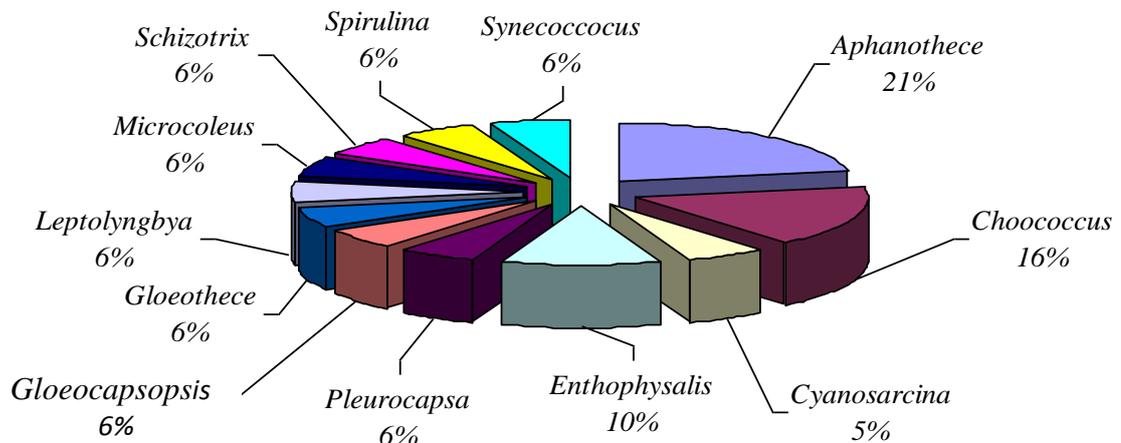


Figura 20: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 coliformes da Salina Julieta.

Estas esteiras foram subdivididos verticalmente em três segmentos de 5 mm. Com isso, verificou-se que os segmentos 1, 2 e 3 apresentaram o maior número de espécies para o gênero *Aphanothece* Nägeli 1849, correspondendo aos valores de 23%, 26% e 28%, seguido do gênero *Chroococcus* Nägeli 1849, com 26%, 18% e 21%, respectivamente. As distribuições por segmento dos gêneros encontrados dispõem-se no Apêndice D, Figuras 7, 8 e 9.

Os valores para a abundância relativa maiores que 1/S (0,052) das esteiras microbianas Tipo 2 coliformes demonstraram dominância das espécies *Chroococcus minimus* (0,65), *Chroococcus microscopicus* (0,15), *Gloeocapsopsis magma* (0,16), *Aphanothece halophytica* (0,09), *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,08) e *Leptolyngbya tenuis* (0,06). Abaixo na (Figura 21) segue o gráfico demonstrativo da abundância relativa entre as espécies encontradas.

Em relação ao primeiro segmento, as espécies dominantes apresentaram abundância relativa maior que 1/S (0,056), sendo elas: *Chroococcus minimus* (0,30), *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,17) e *Aphanothece halophytica* (0,15).

O segmento 2 apresentou maior abundância relativa que 1/S (0,076) para as espécies dominantes *Gloeocapsopsis magma* (0,26), *Chroococcus minimus* (0,18) e *Chroococcus microscopicus* (0,18), enquanto que o segmento 3 apresentou para as mesmas espécies, abundância relativa de 0,23; 0,17 e 0,25, respectivamente, sendo 1/S (0,076). O gráfico demonstrativo da abundância relativa dos segmentos 1, 2 e 3 encontra-se no Apêndice E, Figura 3.

Em geral, foi observado que as espécies esféricas pertencentes ao Gênero *Chroococcus* Nägeli 1849 alternaram-se ou co-dominaram os diversos segmentos nos períodos de chuva e seca. É relevante ressaltar a ocorrência de outros grupos de microorganismos compondo toda a extensão da esteira microbiana.

O índice de Shannon Wiener (H') para a comunidade cianobacteriana destas estruturas da Salina Julieta apresentou valor de 2,33. A tabela 3 exhibe os valores de diversidade (H'), a equitabilidade, riqueza e 1/S para essas estruturas e os valores para cada segmento. A tabela 9 do Apêndice F apresenta os dados de origem destas análises.

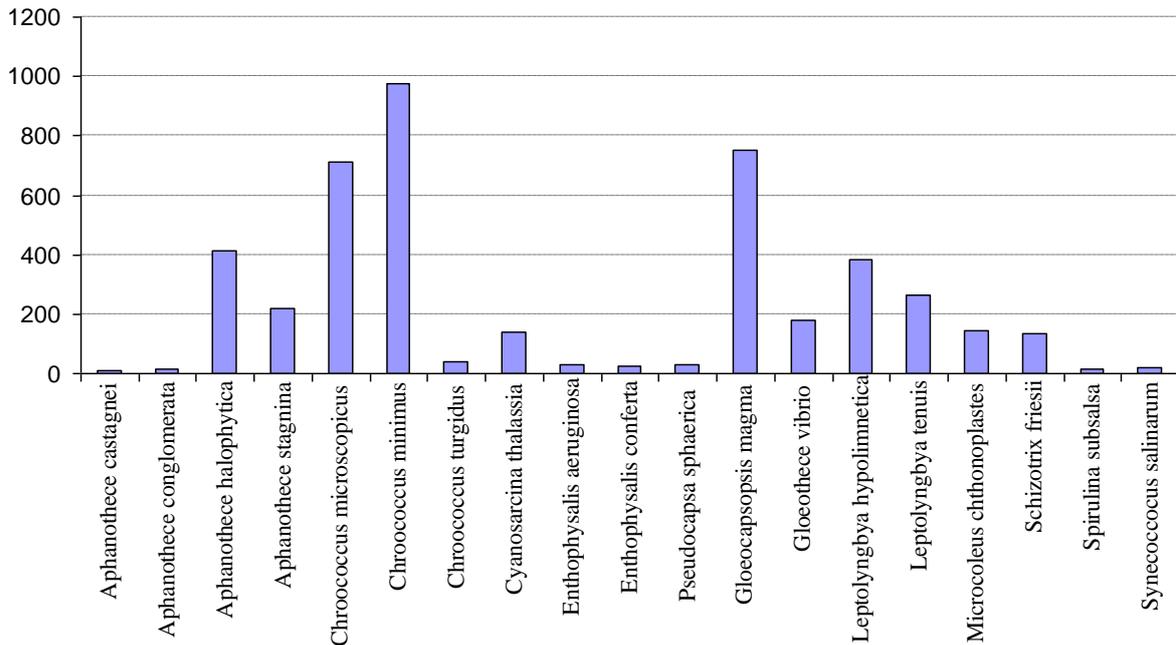


Figura 21: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 coliforme do período seco da Salina Julieta, onde verificam-se as espécies dominantes, *Chroococcus minimus*, *Gloeocapsopsis magma*, *Chroococcus microscopicus*, *Aphanothece halophytica*, *Leptolyngbya hypolimnetica* e *Leptolyngbya tenuis*.

Tabela 9: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza (S) e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 coliforme da Salina Julieta.

Esteira microbiana	Shannon Wiener (H')	Equitabilidade	Riqueza (S)	$1/S$
Tipo 2 coliforme	2,33	0,791	19	0,052
Segmento 1	2,269	0,784	18	0,056
Segmento 2	2,126	0,828	13	0,076
Segmento 3	2,057	0,827	12	0,083

ESTAMPA IX

Figura 1: Vista parcial do reservatório pré-concentrador #2 da Salina Julieta no período de seca, onde ocorre a formação da esteira microbiana coliforme.

Figura 2: Esteira microbiana Tipo 2 coliforme, observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas, de coloração variada.

Figura 3: Foto da morfologia vista em campo das esteiras microbianas coliformes da Salina Julieta (Aumento 30x).

Figura 4: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 coliforme com destaque para pontos branco formados por calcita e pequenos cristais de halita.

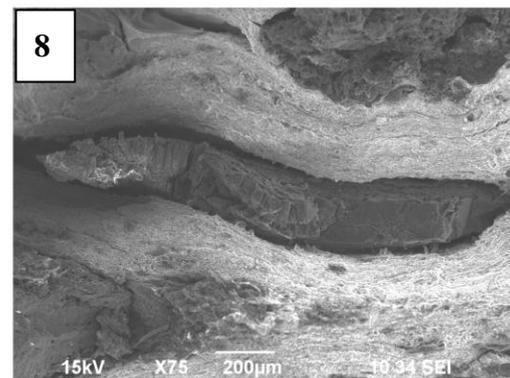
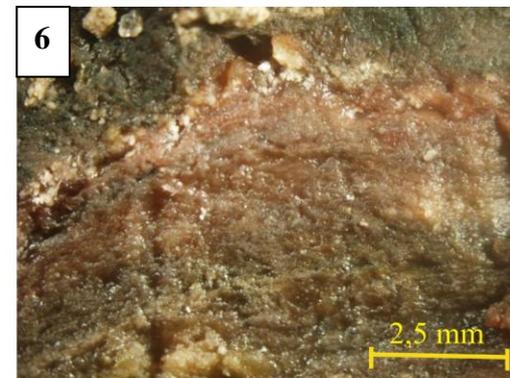
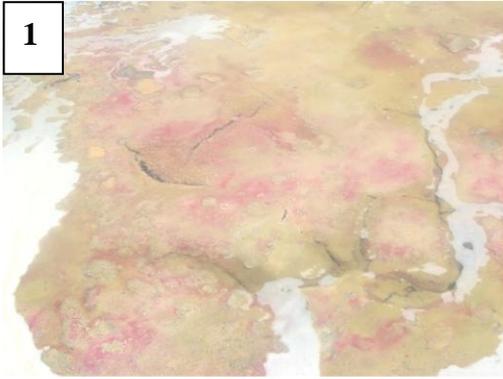
Figura 5: Esteira microbiana Tipo 2 coliforme sobre uma esteira microbiana Tipo 2 lisa com cristais de halita (seta vermelha).

Figura 6: Detalhe da parte média da esteira microbiana Tipo 2 coliforme, observa-se sequências de lâminas essencialmente orgânicas, de coloração avermelhada e marrom (Aumento 30x).

Figura 7: Detalhe da porção basal da esteira microbiana coliforme, onde observam-se a formação de laminações formadas por microcristais de halita (seta vermelha), cristais de halita e ostracódios (seta amarela) (Aumento 30x).

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura da esteira microbiana Tipo 2 coliforme, onde observa-se a presença de uma laminação formada por microcristais de halita.

ESTAMPA IX



ESTAMPA X

Figura 1: Detalhe da laminação mostrando a morfologia dos microcristais de halita presentes em esteira microbiana Tipo 2 coliforme da Salina Julieta.

Figura 2: Fotomicrografia que apresenta os filamentos de cianobactéria e uma linha orgânica mais escura (Aumento 10x).

Figura 3: Fotomicrografia que mostra os filamentos de cianobactéria e uma linha orgânica mais escura (Aumento 20x).

Figura 4: Fotomicrografia de pelóides calcíticos dentro de uma estrutura orgânica laminada (Aumento 10x).

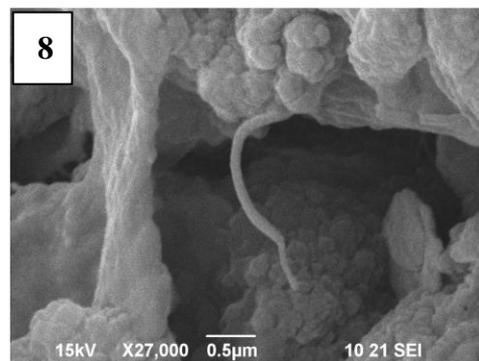
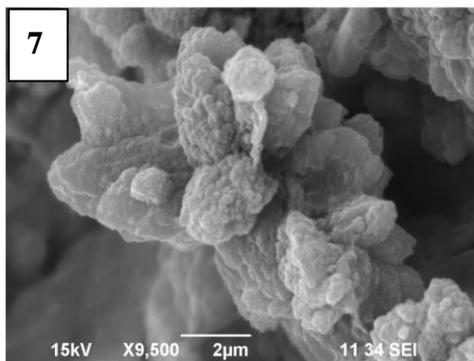
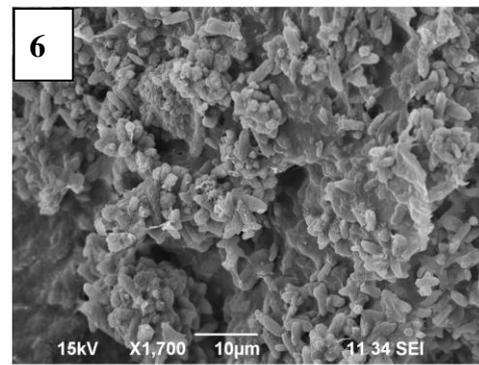
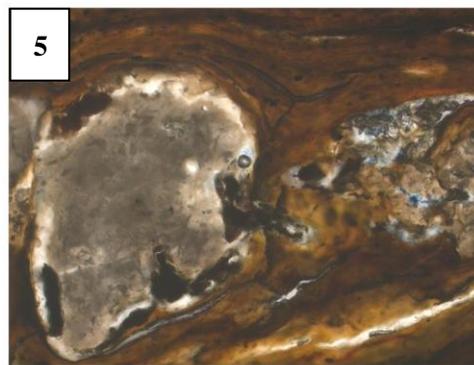
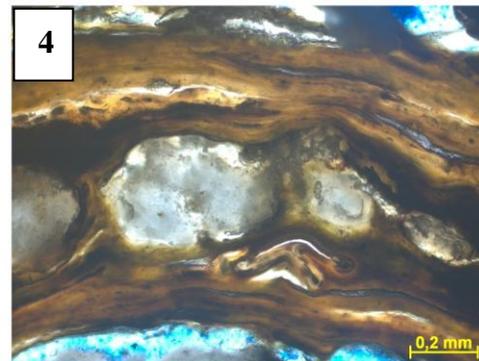
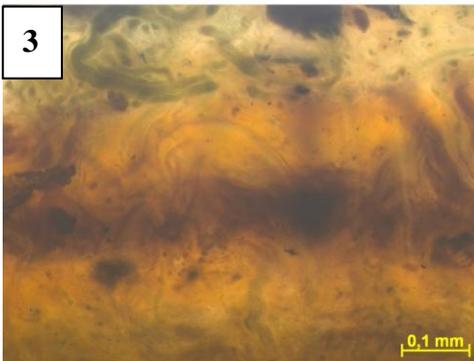
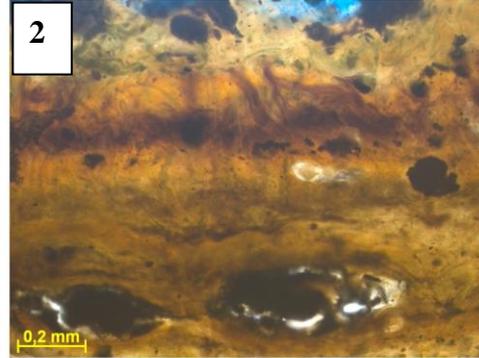
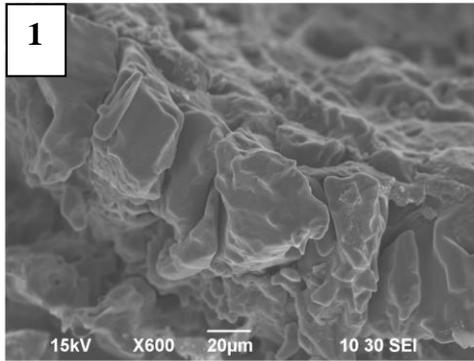
Figura 5: Fotomicrografia onde pelóides calcíticos aparecem dentro de uma estrutura orgânica laminada (Aumento 10x).

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura que evidencia o hábito romboédrico da calcita magnesiana presente na esteira microbiana Tipo 2 coliforme.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura aproximada do pelóide calcítico da esteira microbiana Tipo 2 coliforme em aumento maior.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura que mostra um filamento cianobacteriano com pelóides calcíticos.

ESTAMPA X



5.4.5 Esteira microbiana Tipo 2 poligonal

Essas esteiras microbianas demonstraram maior abundância de filamentos e EPS se comparados às demais esteiras com a mesma variação estrutural Tipo 2.

A morfologia vista e descrita em campo constatou uma superfície formada por polígonos (Estampa XI, Figura 1 e 2) em especial na fase de estiagem onde essas estruturas ficaram emersas e com isso sofreram ressecamento e rachaduras.

Macroscopicamente mostraram-se constituídos por laminações multicoloridas alternadas entre as colorações verde, vermelho e marrom (Estampa XI, Figura 3), sendo estruturas espessas, compactas e coesas. Durante todo o período de coleta estas esteiras apresentaram espessura entre 20 a 15 mm (Estampa XI, Figuras 4 e 5).

Na sua distribuição vertical as laminações alternam de coloração entre verde e marrom na parte superior (Estampa XI, Figura 6). Na região mediana, ocorreu presença de laminações avermelhadas e marrons com lâminas claras de constituição carbonática de intervalos submilimétricos (Estampa XI, Figura 7). A porção basal (Estampa XI, Figura 8), apresentou coloração escura. Em algumas estruturas, foram observados durante o período de seca, a perda da laminação na porção basal.

Em lâminas petrográficas, ocorre a presença de grumos e pelóides carbonáticos arredondados a subarredondados, variando seu tamanho de 5 a 200 μm formando laminações (Estampa XII, Figuras 1, 2 e 3).

Concomitante aos grumos micríticos foram observados filamentos de cianobactérias (Estampa XII, Figura 4) e grãos de quartzo com feições de alteração semelhante às aquelas observadas em bioerosão (Estampa XII, Figuras 5). Na lâmina petrográfica, mostrando uma vista panorâmica desta estrutura, observa-se quantidades consideráveis de grãos de quartzo com estas feições.

O perfil petrográfico para esta estrutura, realizado a partir da fotomicrografia de finas seções de 0,5 mm da base para a superfície com aumento 10x, mostrou a presença de laminações bem definidas. Os grumos e pelóides micríticos foram evidentes ao longo das laminações (Apêndice B, Figura 3).

As análises de EDS e MEV em fragmentos indicaram a incidência de filamentos cianobacterianos e grãos de quartzo com quantidades abundantes de EPS (Estampa XII, Figuras 6, 7 e 8).

Em lâminas petrográficas, a presença de grãos de quartzo e gipsita associados a camada orgânica, forma uma estrutura heterogênea (Apêndice C, Figura 17). Nos grãos de quartzo, foi encontrada a presença de titânio (Apêndice C, Figura 18). Associado ao EPS foi observada a presença de calcita e calcita magnésiana (Apêndice C, Figura 19).

Microcristais de halita que formavam uma rede, recobrando grande parte dos fragmentos, o que dificultou as análises.

Nas análises de MEV e EDS para essa estrutura, não foi encontrado nenhum tipo de bioclastos.

Biologicamente, os esteiras microbianas Tipo 2 poligonal apresentaram uma riqueza de 19 espécies de cianobactérias para o período seco e chuvoso, dentre as quais 13 são esféricas e 6 são filamentosas. A proporção cianobacteriana em gênero foi igual para ambos os períodos e agrupou o maior número de espécies os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 com 33% e *Chroococcus* Nägeli 1849 com 21%. Segue abaixo o gráfico ilustrativo da distribuição cianobacteriana em gênero para ambos os períodos (figura 22).

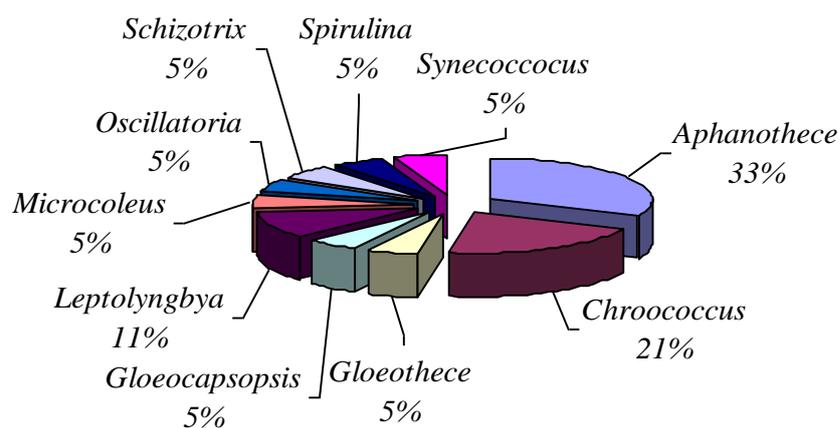


Figura 22: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonal da Salina Julieta.

As esteiras microbianas poligonal foram subdivididos verticalmente em três segmentos de 5 mm, verificando-se em seguida a proporção cianobacteriana em gênero para cada

subamostra. No período chuvoso ocorreu um número maior de espécies para os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849, com 32% e 32%, e *Chroococcus* Nägeli 1849, com 21% e 19% (Apêndice D, Figuras 10 e 12) que correspondem, respectivamente aos segmentos 1 e 3. O segundo segmento apresentou a mesma proporção cianobacteriana de 26% para esses dois gêneros (Apêndice D, Figura 11).

Em relação à estrutura encontrada no período seco, todos os segmentos obtiveram os mesmos gêneros coincidindo o maior número de espécies. Os segmentos 1 e 3 obtiveram os mesmos valores para *Aphanothece* Nägeli 1849 com 28% e *Chroococcus* Nägeli 1849, com 24% (Apêndice D, Figuras 13 e 15). O segmento 2 apresentou 27 % e 21% para as mesmas espécies, respectivamente (Apêndice D, Figura 14).

Em caráter quantitativo, a partir do índice da abundância relativa maior que $1/S$ (0,053) para o período chuvoso, verificou-se a dominância das espécies *Chroococcus minutus* (0,24), *Chroococcus minimus* (0,17) e *Chroococcus microscopicus* (0,12). O período seco apresentou espécies semelhantes dominantes com abundância relativa maior que $1/S$ (0,053) de 0,26, 0,23 e 0,10, respectivamente. Na figura 23 encontra-se o gráfico que ilustra a abundância relativa para essa estrutura microbiana em comparação com os dois períodos.

Em relação às subamostras, para o período chuvoso, a abundância relativa maior que $1/S$ (0,056) do segmento 1, verificou as seguintes espécies dominantes com os respectivos valores: *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,16), *Leptolyngbya tenuis* (0,13), *Chroococcus minutus* (0,12), *Chroococcus minimus* (0,08) e *Aphanothece halophytica* (0,07).

Com relação aos valores de abundância relativa maiores que $1/S$ (0,067) para o segmento 2, as espécies dominantes correspondem a *Chroococcus minutus* (0,28), *Chroococcus minimus* (0,24) e *Chroococcus microscopicus* (0,18) enquanto que para o segmento 3 as mesmas espécies foram consideradas como dominantes e apresentaram abundância relativa maior que $1/S$ (0,067), sendo os valores encontrados de 0,33; 0,22; 0,12, respectivamente. O gráfico demonstrativo da abundância relativa dos segmentos 1, 2 e 3 para o período chuvoso encontra-se no Apêndice E, Figura 4.

No período seco, as espécies dominantes do primeiro segmento, que apresentaram abundância relativa maior que $1/S$ (0,053), foram: *Chroococcus minimus* (0,21), *Chroococcus minutus* (0,16), *Aphanothece salina* (0,11), *Leptolyngbya hypolimnetica* (0,08), *Leptolyngbya*

tenuis (0,08), *Microcoleus chthonoplastes* (0,08) e para as formas esféricas *Aphanothece halophytica* (0,064).

As mesmas formas esféricas encontradas no primeiro segmento foram dominantes para os segmentos 2 e 3, apresentaram abundâncias relativas maiores que 0,067 e 0,059, respectivamente. As espécies e valores encontrados para o segmento 2 foram: *Chroococcus minutus* (0,29), *Chroococcus minimus* (0,22) e *Chroococcus microscopicus* (0,17), enquanto que o segmento 3 apresentou 0,34; 0,25; 0,12 respectivamente. O gráfico demonstrativo da abundância relativa dos segmentos 1, 2 e 3 para o período seco encontra-se no Apêndice E, Figura 5.

Em geral, foi observado que as espécies esféricas pertencentes ao Gênero *Chroococcus* Nägeli 1849 alternaram-se ou co-dominaram os diversos segmentos nos períodos de chuva e seca. Faz-se mister ressaltar a ocorrência de outros grupos de microorganismos compondo toda a extensão da esteira microbiana.

O índice de diversidade (H') para a comunidade cianobacteriana da esteira microbiana poligonal Tipo 2 da Salina Julieta apresentou valor de 2,432 no período chuvoso e 2,288 para o seco. A tabela 10 mostra a diversidade (H'), a equitabilidade, a riqueza e $1/S$ para essas estruturas e os valores para cada segmento. A tabela 4 do Apêndice F apresenta os dados de origem destas análises.

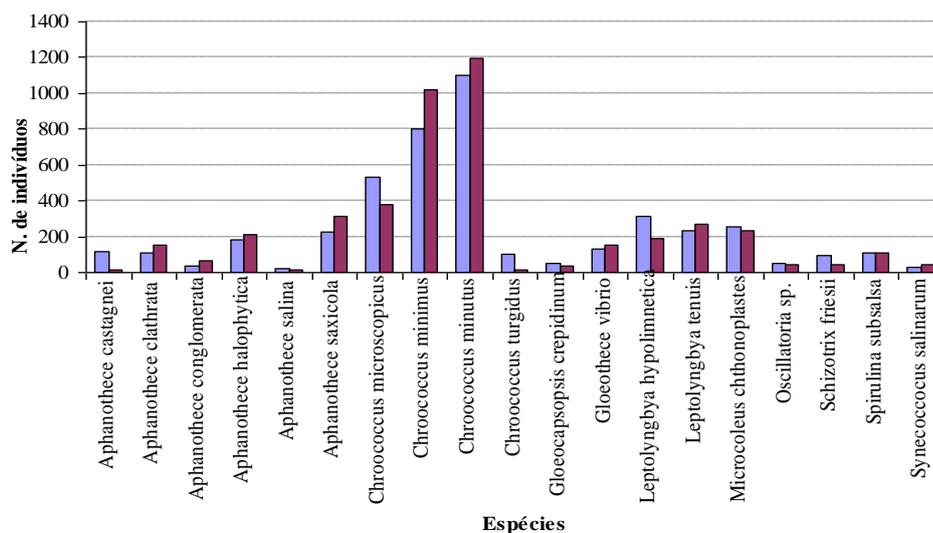


Figura 23: Gráfico representativo da abundância relativa das diferentes espécies nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonal da Salina Julieta, onde se verifica a dominância para o período chuvoso (roxo) e seco (vermelho) das espécies *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus* e *Chroococcus minutus*.

Tabela 10: Diversidade (H'), equitabilidade, riqueza e $1/S$ para a comunidade cianobacteriana das esteiras microbianas Tipo 2 poligonal do período chuvoso e seco da Salina Julieta.

Esteira microbiana (Períodos)	Shannon Wiener (H')	Equitabilidade	Riqueza (S)	$1/S$
Tipo 2 poligonal				
Chuvoso	2,432	0,826	19	0,053
Seco	2,288	0,777	19	0,053
Segmento 1				
Chuvoso	2,591	0,741	18	0,056
Seco	2,369	0,836	17	0,059
Segmento 2				
Chuvoso	2,024	0,747	15	0,067
Seco	2,189	0,757	18	0,056
Segmento 3				
Chuvoso	2,063	0,761	15	0,067
Seco	1,960	0,692	17	0,059

ESTAMPA XI

Figura 1: Vista panorâmica do reservatório pré-concentrador #1 da Salina Julieta, onde observa-se morfologia em campo poligonal.

Figura 2: Vista proximal da esteira microbiana Tipo 2 apresentando morfologia em campo poligonal, período seco, quando ocorre a diminuição da coluna d'água.

Figura 3: Esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período chuvoso, onde observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas de colorações variadas, e lâminas claras de constituição carbonática (Aumento 30x).

Figura 4: Esteira microbiana Tipo 2 poligonal com evidência de greta de ressecamento, formada na base da estrutura.

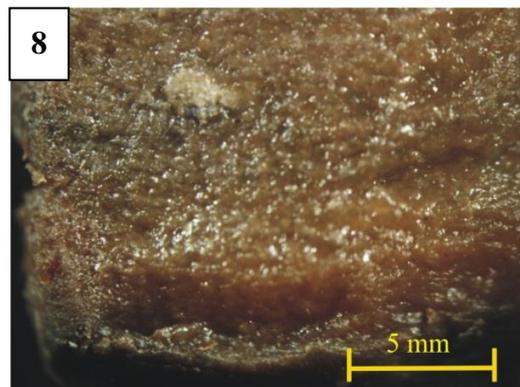
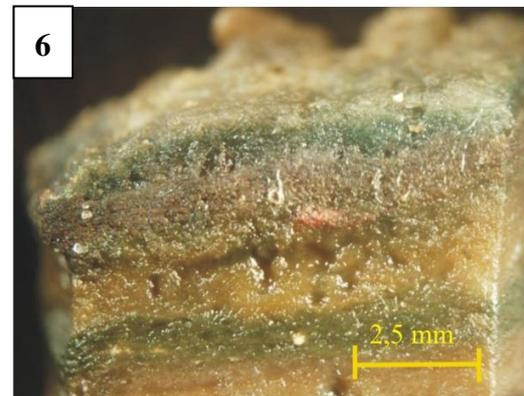
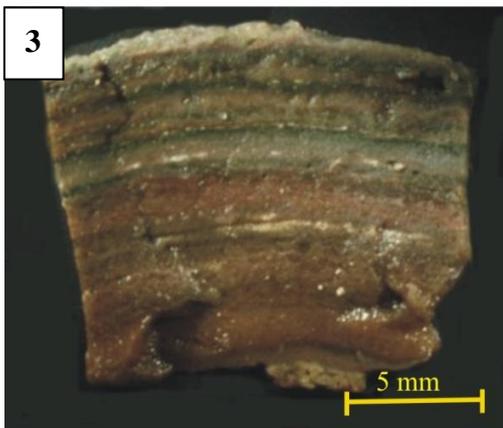
Figura 5: Esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período seco, onde observa-se uma laminação evaporítica entre a sequência de lâminas essencialmente escuras. Observa-se a perda de laminações para essa estrutura no período de seca.

Figura 6: Detalhe da parte superior da esteira microbiana Tipo 2 poligonal, onde observa-se uma sequência de lâminas essencialmente orgânicas de coloração variadas (Aumento 60x).

Figura 7: Detalhe das laminações da porção média da esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrado no período chuvoso, onde observam-se lâminas claras de constituição carbonática (Aumento 60x).

Figura 8: Detalhe da porção basal da esteira microbiana Tipo 2 poligonal encontrada no período chuvoso, onde constata-se a ausência de laminações (Aumento 60x).

ESTAMPA XI



ESTAMPA XII

Figura 1: Fotomicrografia que mostra pelóides calcíticos dentro de uma estrutura orgânica laminada da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 2: Fotomicrografia que mostra pelóide calcítico envolto por uma matriz orgânica, em esteira microbiana Tipo 2 poligonal da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 3: Fotomicrografia onde evidencia-se a formação de laminação através de grumos de micrita e pelóides calcíticos (seta vermelha) dentro de uma estrutura orgânica laminada da esteira microbiana Tipo 2 poligonal da Salina Julieta (Aumento 20x).

Figura 4: Fotomicrografia que mostra filamentos de cianobactérias (seta vermelha) presentes na esteira microbiana Tipo 2 poligonal da Salina Julieta (Aumento 20x).

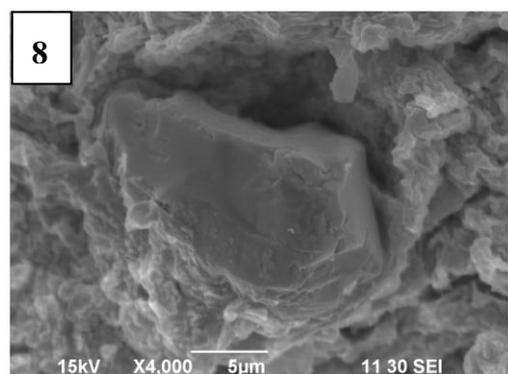
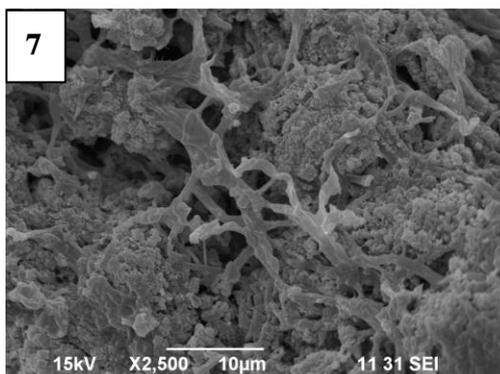
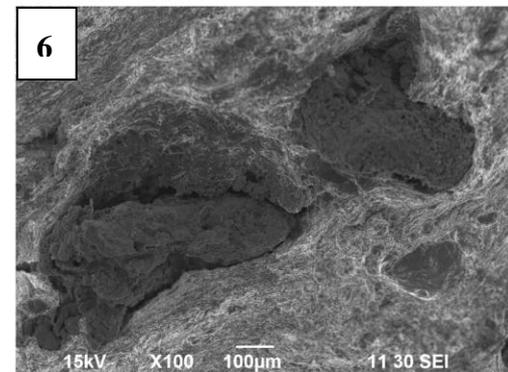
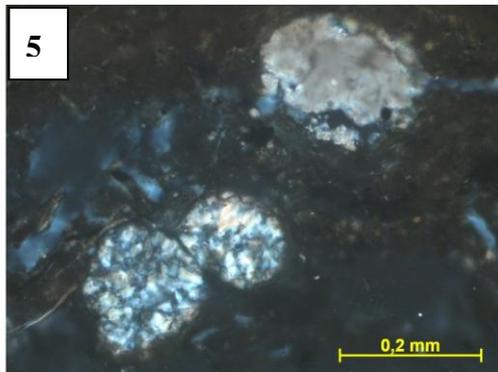
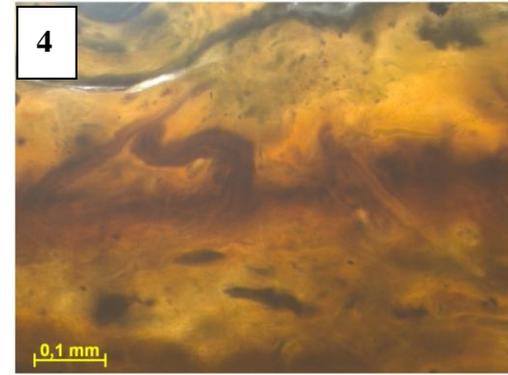
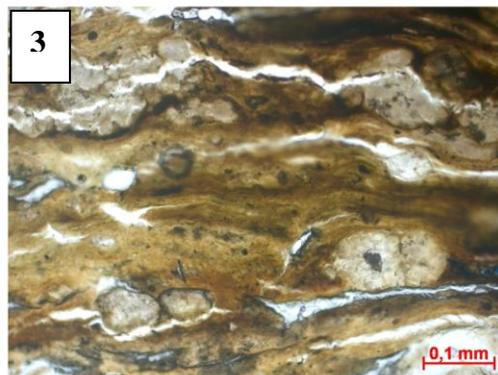
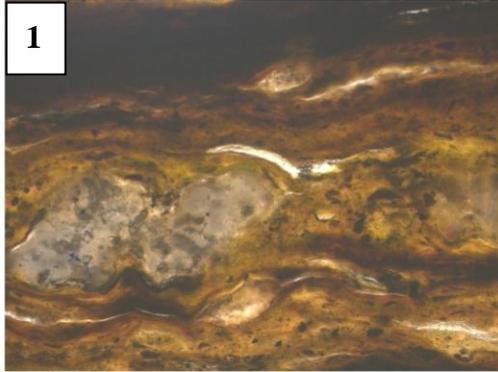
Figura 5: Lâmina petrográfica evidenciando um grão de quartzo apresentando feições de alteração semelhantes aquelas observadas em bioerosão (20x).

Figura 6: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal, o qual mostra pelóides calcíticos dentro de uma estrutura orgânica laminada.

Figura 7: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal com quantidades abundantes de EPS.

Figura 8: Imagem de microscopia eletrônica de varredura de um fragmento da esteira microbiana Tipo 2 poligonal, onde um grão de quartzo é destacado.

ESTAMPA XII



6 DISCUSSÃO

6.1 O ambiente e as esteiras microbianas

A Salina Julieta, encontrada no Sistema Lagunar de Araruama é considerada uma salina artificial permanente, pois sua produção de sal ocorre durante todo o ano. No entanto, durante o período chuvoso as quantidades de sal produzido decrescem. Essa salina é semelhante às salinas encontradas nas regiões de Cabo Verde, Ilhas Canárias, Islândia, Colômbia, México, Namíbia, Sul da África, Venezuela e Austrália Ocidental. A localização em climas secos com baixa precipitação justifica a produção contínua de sal nessas salinas como observado por Davis (2001).

A salina responde rápido às condições climáticas da região por apresentar pequenas bacias com laminação d'água de 15 à 2,5 cm. Contudo, foi observado durante todo período de coleta as esteiras microbianas, sendo encontrados como estruturas finas ou espessas. É importante destacar que durante a fase de colheita do sal os reservatórios são limpos ocorrendo o arraste e a retirada dessas estruturas. Com isso, foi observado que essas esteiras retomam o seu desenvolvimento em curto espaço de tempo.

O conteúdo orgânico formado pela comunidade microbiana, quando chega a um determinado estágio de desenvolvimento, inicia um processo de decomposição que prejudica a produção de sal. Desta forma, o sal produzido apresenta pouca qualidade produzindo cristais de halita menores que decantam e são acumulados sobre a superfície das esteiras microbianas.

As estações #1 e #2 podem ser consideradas reservatórios de salinidade intermediária (salinidade entorno de 100 a 190 ‰) por apresentarem comunidades bentônicas laminadas e bem desenvolvidas, como observado por Davis (2001) em salinas de todo o mundo e Baeta Neves & Casarin (1990) e Silva & Santos (1997) nas salinas de Cabo Frio.

Esses reservatórios pré-concentradores supracitado são considerados como modelos de produtividade. Esses reservatórios apresentam comunidades bentônicas que aprisionam e ligam sedimentos siliciclásticos finos vindos da Lagoa de Araruama, pois esses reservatórios recebem a água diretamente da lagoa, ficando confinada nesses compartimentos durante

alguns dias. Desta forma, o material particulado permanece no fundo desses reservatórios após sua decantação.

Nos reservatórios #1 e #2 ocorre a presença de nematódios, ostracódios e microcrustáceos (artemia), fato este não observado nos reservatórios #3 e #4, sendo os índices de salinidade provavelmente limitadores da presença desses organismos dentro da coluna d'água.

O reservatório da estação #3 apresenta altas salinidades com área superficial e volume menores em relação às outras duas estações. Neste reservatório, ocorre a presença de esteiras microbianas pouco desenvolvidos (tapete tipo Tipo 1 lisa), formados por organismos fotossintetizantes. Em acordo com as características encontradas por Davis (2001) nas salinas, esse reservatório provavelmente apresenta uma salinidade de 200 a 250 ‰. A presença de uma água com elevada viscosidade nessa estação ocorre em função de grandes quantidades de mucilagem e de gipsita na interface da água.

Na estação #4 os reservatórios de cristalização apresentam somente um biofilme mucilaginoso. Esse ambiente, encontrado na salina concorda com as características observadas por Davis (2001), onde os seus reservatórios cristalizadores apresentam uma faixa de salinidade de 250 a 300 ‰. São ambientes não favoráveis ao desenvolvimento de esteiras microbianas.

A distribuição das esteiras microbianas na Salina Julieta está provavelmente relacionada à salinidade, de forma que as esteiras microbianas com microtrama menos desenvolvida formam-se nos reservatórios mais salinos, ao passo que as esteiras com maior grau de maturação são observados nos reservatórios menos salinos.

Em escala global, salinas não compreendem os ecossistemas que mais contribuem na produção primária. No entanto, na Salina Julieta observa-se alta diversidade do sistema biológico em comparação a outros sistemas salinos, como lagoas e brejos.

Os resultados físico-químicos averiguados durante o período de coleta revelaram temperaturas altas, com média mínima de 25,6 °C (#1) e máxima de 40,0 °C (#4), justificadas pela coluna de água reduzida e sua localização inserida em uma região de clima que varia entre o tropical úmido e o semi-árido quente, com forte incidência de raios solares.

O potencial de hidrogênio (pH) encontrado nas salmouras variou de neutro a muito alcalino (7,0 a 10) nas análises em campo e nas análises realizadas em laboratório. Quando comparada às demais Lagoas do sistema Lagunar de Araruama onde ocorre o desenvolvimento de esteiras microbianas, a Salina Julieta apresenta variações de pH mais

íngnimes do que os verificados por autores como Iespa (2006) na Lagoa Pernambuco, Carvalhal (2007) na Lagoa Vermelha e Damazio – Iespa (2008) na Lagoa Pernambuco.

As análises físico-químicas de carbonato da água realizadas no LAM, quando relacionadas com o potencial de hidrogênio (pH) analisado em campo, mostram que o mês de dezembro de 2008 apresentou as menores concentrações de carbonato em pH variando de 7,0 a 8,1; e o pH variou de 7,0 a 8,1 enquanto que nos outros meses as concentrações de carbonato eram maiores e o pH oscilou de 8,4 a 9,0. Com isso, os resultados obtidos na Salina Julieta concordam com Delfino (2009) que encontrou valores maiores e justificados pela elevação do pH com a dissolução do carbonato nos sedimentos, ao liberar HCO_3^- e CO_3^{2-} e decomposição de esteiras microbianas com a liberação de compostos nitrogenados.

Não foram observadas grandes oscilações no potencial de oxidação-redução (Eh) nas estações de coleta, que mantendo uma variação de 107 a 435, dentro de uma escala óxica.

As oscilações da condutividade encontradas nos reservatórios da Salina Julieta, se comparada com os dados meteorológicos, estão diretamente associadas aos períodos de chuva e seca. Esta situação concorda com os resultados encontrados por Major *et al.* (2005) que verificou em seu estudo em salinas em ambientes rasos, que a alta salinidade (e a elevada condutividade correspondente) é comum para esses ambientes e que a sua diminuição coincide com o aumento da precipitação.

De acordo com Rejmánková & Komárkova (2000), no período chuvoso é comum encontrar maior turbidez em ambientes naturais quando comparado a períodos com baixa precipitação. No entanto, foi verificado na Salina Julieta, que o menor e o maior índice de turbidez ocorrem no período de chuva, não seguindo esse padrão. Provavelmente, isso justifica-se pela intervenção antrópica a partir da limpeza do fundo dos reservatórios influenciando no aumento de material particulado, não prevalecendo, portanto a dinâmica natural presente em outros ambientes.

A maior turbidez, encontrada no reservatório #4 não é justificável a partir do que foi exposto acima, devido à ausência de esteiras microbianas. No entanto, esse reservatório se apresenta com elevada viscosidade e alta salinidade, podendo ser prováveis justificativas para os altos valores de turbidez.

A Salina Julieta, assemelha-se aos ambientes naturais do Sistema Lagunar de Araruama, onde ocorre o desenvolvimento de esteiras microbianas em Brejo do Espinho (Delfino, 2009) e na Lagoa Vermelha (Carvalhal, 2007). Apresenta baixa taxa de oxigênio dissolvida, o que demonstra a importância dos organismos fototróficos na produção do oxigênio para a

comunidade microbiana bentônicas da salina, conforme observado por Oren (2009) em seu estudo em salinas. Além disso, em ambientes com elevadas concentrações de sais, a solubilidade de oxigênio e outros gases na água é extremamente reduzida.

De forma geral, a química inorgânica da água da Salina Julieta apresentou em todos os reservatórios a seguinte ordem crescente de médias: $\text{Ca}^+ < \text{K}^+ < \text{Mg}^{2+} < \text{SO}_4^{-2} < \text{Na}^+ < \text{Cl}^-$. Tal fato sugere uma origem marinha da água da salina, envolvida por processos de evaporação e diluição. No reservatório #4, ocorrem as maiores concentrações dos íons Na^+ e Cl^- , sendo o reservatório cristalizador onde ocorre precipitação de halita. Contudo, todos os reservatórios analisados apresentaram quantidades consideráveis desses íons, o que justifica sua precipitação durante os períodos mais secos nas esteiras microbianas.

Os reservatórios #3 e #4 apresentaram as maiores médias de sulfato, o que resultou na precipitação de gipsita nas esteiras microbianas do reservatório #3, em conformidade com o observado por Oren (2009), que observou a presença desse mineral em estruturas microbianas presentes nos reservatórios concentradores de salina de áreas tropicais e subtropicais.

. Entretanto, em períodos mais secos, esse mineral pode aparecer nas esteiras microbianas encontradas em menores quantidades nos reservatórios pré-concentradores #1 e #2.

6.2 Composição cianobacteriana e interpretação ecológica das espécies

Na Salina Julieta, 30 espécies de cianobactérias bentônicas estão envolvidas na formação das esteiras microbianas. Destas, 22 espécies fazem parte da Ordem *Chroococales* Weststein 1924, sendo denominadas como cianobactérias esféricas ou cocoides.

Os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 e *Chroococcus* Nägeli 1849 são representativos qualitativamente nas esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta, semelhante ao observado por Zhang & Hoffmann (1992) nas salinas de *San-ya, Hai nan Island* na China. As espécies encontradas em comum foram *Chroococcus turgidus*, *Chroococcus minimus*, *Microcoleus chthonoplastes*, *Leptolyngbya hypolimnetica*, *Spirulina subsalsa*.

Shimizu (2005), a partir do estudo ficológico nas salinas de Praia Seca abastecidas pela Lagoa Pitanguinha (RJ), também constatou qualitativamente o predomínio desses mesmos gêneros em diferentes reservatórios de evaporação, tendo sido verificados morfotipos semelhantes aos da Salina Julieta. As espécies encontradas em comum foram *Aphanothece*

halophytica, *Aphanothece conglomerata*, *Chroococcus microscopicus* e as filamentosas *Leptolyngbya tenuis* e *Schizotrix friesi*. Entretanto, no estudo quantitativo da Salina Julieta, foi observado o predomínio do gênero *Chroococcus* e *Leptolyngbya*.

Nas salinas de *Guerrero Negro*, México ((Nübel *et al.*, 2001), nas salinas de *Girauld* no sul da França (Fourçans, 2004) e *Puerto Rico* (Casillas-Martinez *et al.*, 2005) foi encontrada nos reservatórios de evaporação a espécie filamentosa *Microcoleus chthonoplastes*, considerada como proeminente organismo fototrófico a compor as esteiras microbianas. Essa espécie foi encontrada na Salina Julieta em todos as esteiras microbianas do Tipo 2, considerados como estruturas microbianas maduras caracterizadas por populações mais densamente organizadas. Contudo, apesar dessa espécie ser encontrada nessas estruturas, não são consideradas dominantes quantitativamente, sendo ausentes na esteira microbiana lisa Tipo 1, presente no reservatório #3, que provavelmente se encontra dentro de um maior gradiente de salinidade em relação às outras estações de coleta onde foram observadas as estruturas Tipo 2. A aparente abundância dessa espécie citada por vários autores é verificada em função do seu grande biovolume, que, segundo Ortiz (2008), faz com que esta espécie, apesar de rara, ocupe uma grande área nas esteiras microbianas. O contrário ocorre com espécies pequenas, que apesar de seu grande números de indivíduos na amostra ocupam uma área menor.

As formas esféricas *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus*, *Chroococcus microscopicus* apresentaram quantitativamente dominância elevada nas esteiras microbianas da Salina Julieta. As formas cianobacterianas esféricas são as principais constituintes de esteiras microbianas organossedimentares em ambientes salinos, adaptadas à elevadas condições de salinidade como observado por Dermegasso *et al.* (2003) através das esteiras microbianas *Salar de Llámara* (Deserto do Atacama, Chile) e Esteves *et al.* (1992) para esteiras microbianas da Salina Cabo de Gata. De acordo com estes autores, nos ambientes hipersalinos, as diferenças na composição cianobacteriana dependem dos níveis de salinidade e o predomínio de formas esféricas ocorre com o aumento da salinidade. Contudo, não foi observada, na análise quantitativa nas esteiras microbianas da Salina Julieta, a substituição de espécies filamentosas por esféricas com o aumento da salinidade. O gênero *Leptolyngbya* está entre as espécies dominantes no tapete Tipo 1 lisa encontrado no reservatório #3 e está ausente entre o grupo dominante na esteira microbiana Tipo 2 do reservatório #1.

O número de espécies ($S=30$) identificadas na Salina Julieta foi relativamente parecido com o número total encontrado nas esteiras microbianas estudadas por Nübel *et al.* (1999) em reservatórios de evaporação encontradas em Guerrero Negro, México.

Em relação à riqueza, as esteiras microbianas do Sistema Lagunar de Araruama na Lagoa Pernambuco (Iespa, 2006), na Lagoa Vermelha (Carvalho, 2007) e no Brejo do Espinho (Delfino, 2009), cujo os índices de salinidade média estiveram em torno de 67,4; 53,97 e 60,3‰, se comparados as esteiras microbianas da Salina Julieta, obtiveram um número superior de espécies identificadas. Segundo Nübel *et al.* (1999) a riqueza maior para os outros ambientes hipersalinos naturais é justificada pelo aumento do gradiente ambiental que contribui para a diversidade biológica. A salina apresenta poucos parâmetros ambientais variantes, sendo as esteiras microbianas influenciados diretamente pela diferença de salinidade e disponibilidade de água.

As esteiras microbianas Tipo 1 lisa apresentaram uma maior riqueza no período chuvoso comparado com o período seco, sendo este fato justificado através da exposição desse fino tapete e a menor disponibilidade de água neste último período. Semelhante justificativa ocorre também para o tapete Tipo 2 poligonal, que no período de seca apresentou uma riqueza maior na porção inferior comparado ao período chuvoso. Essa estrutura sofreu intensa exposição em superfície, ficando mais úmida na porção inferior no período seco. No tapete Tipo 2 lisa não foi observado esse tipo de variação, sendo a riqueza semelhante para os dois períodos. Provavelmente, essa estrutura não apresentou exposição aérea.

As espécies encontradas na Salina Julieta foram encontradas nos ambientes supracitados, cujos índices de salinidade são inferiores em relação a área de estudo. A presença de espécies semelhantes pode ser justificada porque muitos organismos adaptados ao sal podem exibir extensa distribuição, apresentando alta valência ecológica, sendo constatado por Major *et al.* (2005) em *Oklahoma*, USA.

Os índices de diversidade (Shannon e equitatividade) foram calculados para todas as esteiras microbianas encontradas e, por não apresentarem grandes diferenças de riqueza nesse estudo, puderam ser comparados e avaliados em conjunto.

As esteiras microbianas encontradas em reservatórios de evaporação por Nübel *et al.* (1999) desenvolvem-se em lâmina d'água mais profunda comparada a da Salina Julieta. Assim, a superfície destas estruturas apresentou índice de diversidade H' de 1,39 e 1,1 para as

esteiras microbianas Tipo 1 e Tipo 2, respectivamente. Esses valores são menores em relação aos índices encontrados em superfície para as esteiras microbianas da salina em estudo.

As esteiras microbianas encontradas para o Brejo do Espinho no período de seca (Delfino, 2009), em um ambiente exibindo uma coluna d'água reduzida a poucos centímetros e salinidade elevada ($> 100\%$), apresentaram elevados índices de diversidade ($H' > 1$), sendo semelhante aos valores encontrados para as esteiras microbianas da Salina Julieta no período seco.

Em geral, a diversidade de espécies é inversamente proporcional às condições ambientais, de forma que ambientes que apresentam alta fluutuabilidade dos parâmetros ambientais são dominados por poucas espécies de procariontes. Em condições mais favoráveis, com menor variação ambiental, a diversidade de espécies aumenta (Golubic, 1976).

Nas esteiras microbianas Tipo 1 e Tipo 2 da Salina Julieta, todos os segmentos de cada estrutura analisada obtiveram índices de diversidade elevados $H' > 2$. Contudo os primeiros segmentos apresentaram um índice de diversidade ligeiramente mais elevado comparando com os outros segmentos. Segundo Des Marais (2003), a distribuição vertical de laminações encontradas em esteiras microbianas desenvolvidos é controlada por vários fatores, como luz, temperatura e salinidade. Na superfície, a diversidade de espécies filamentosas e esféricas é maior porque as cianobactérias fotossintetizantes apresentam pigmentos que absorvem níveis de ondas da luz elevados, com clorofila *a* e carotenóides. Conforme vai aprofundando qualitativamente, observa-se uma diminuição na densidade de células cianobacterianas.

Os valores elevados verificados no índice de Shannon (H') e equitatividade resultaram da alta frequência de várias espécies, o que revelou a existência de um conjunto de espécies dominantes para cada estrutura identificada e classificada em relação à morfologia observada em campo.

Nos reservatórios concentradores #3, onde está presente a esteira microbiana Tipo 1 lisa, as mesmas espécies se mantiveram dominantes para os dois períodos, ocorrendo um grande aumento do número de indivíduos de *Chroococcus minimus* e *Chroococcus minutus* no período seco. Dentre as formas esféricas, a espécie *Chroococcus minimus* predominou provavelmente por apresentar além da formação de colônias, um envelope mucilaginoso individualizado para cada célula dentro da colônia.

Feder (2005), em sua análise ficológica para Salina Julieta, observou que a distribuição das mesmas espécies em diversos gradientes de salinidade ocorre em função de determinadas especificidades observadas na classificação dos morfotipos, como a formação de colônias com células individualizadas e a formação de um emaranhado nas espécies filamentosas que promove a permanência de determinadas espécies mesmo com o aumento da salinidade.

As espécies *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus*, *Gloeocapsopsis magma* e *Leptolyngbya hypolimnetica* se apresentaram dominantes no período chuvoso e seco, nos reservatórios pré-concentradores #2, com esteiras microbianas Tipo 2 lisas. No período seco, foi observado um número elevado de indivíduos das espécies *Chroococcus microscopicus*, e uma redução da espécie *Chroococcus minimus* ao passo que *Chroococcus minutus* manteve dominância semelhante nos dois períodos. É possível que esta diferença seja decorrente de mudanças sazonais, ocorridas entre o período chuvoso e seco, que geraram disputas por substratos ou por algum fator abiótico, e conseqüente competição entre as espécies estabelecidas (Odum, 1988), prevalecendo as espécies mais adaptadas em detrimento das outras.

As espécies *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus*, *Gloeocapsopsis magma* e *Leptolyngbya hypolimnetica* se apresentaram dominantes no período seco, no reservatório pré-concentrador #2, com esteiras microbianas Tipo 2 coloformes. Essa estrutura apresentou espécies dominantes semelhantes às da esteira microbiana Tipo 2 lisa, provavelmente por coexistirem no mesmo reservatório, apresentando as mesmas condições abióticas, contudo neste estudo não foi possível identificar qual o fator que ocasiona a diferenciação morfológica.

As espécies *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus* se apresentaram dominantes no período chuvoso e seco, no reservatório pré-concentrador #1, onde são observados as esteiras microbianas Tipo 2 poligonal. No período seco, ocorreu uma diminuição da espécie *Chroococcus microscopicus* e um aumento da espécie *Chroococcus minimus* na mesma proporção do número de indivíduos, sendo que a espécie *Chroococcus minutus* se manteve com dominância alta nos dois períodos. Nesta esteira microbiana, ocorreu o inverso em relação às mesmas espécies que são formadoras da esteira microbiana Tipo 2 lisa, sendo ocasionado por um fator abiótico, como estarem em gradientes de salinidade diferentes ou sofrerem exposição aérea durante o período mais seco.

As esteiras microbianas Tipo 2 lisa, coliforme e poligonal apresentaram distribuição vertical na composição cianobacteriana, sendo observado que na superfície destas estruturas dominaram espécies filamentosas e esféricas. Concordando com Stal (2009) a dominância de espécies filamentosas em superfície (segmento 1) é justificada provavelmente pela migração dessas espécies em direção a luz. Com isso, esses filamentos em superfície contribuem significativamente para o crescimento de laminações a partir do aprisionamento de partículas de sedimentos que são depositados em cima das estruturas. As espécies esféricas dominantes para o segmento 1 dos diversas esteiras microbianas se organizam em colônias, produzindo em conjunto com as filamentosas com quantidades relevantes de EPS que pode auxiliar no aprisionamento do sedimento. Segundo Garcia-Pichel & Castenholz (1990), a disposição das células esféricas em colônias tem a função de promover proteção em ambientes de intensa radiação solar.

As esteiras microbianas Tipo 2 lisa apresentaram dominância das espécies esféricas *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus* e *Gloeocapsopsis magma* para os segmentos 2 e 3, no período seco e chuvoso. Essas espécies variaram no número de indivíduos totais encontrando variações entre os segmentos e o período no qual se encontravam.

As esteiras microbianas Tipo 2 coliforme apresentaram espécies dominantes no segmento 2 e 3 semelhantes às encontradas para os esteiras microbianas Tipo 2 lisas. Essas estruturas encontram-se no mesmo reservatório, exibindo as mesmas condições abióticas.

As esteiras microbianas Tipo 2 poligonal apresentaram dominância das espécies esféricas *Chroococcus microscopicus*, *Chroococcus minimus* e *Chroococcus minutus* para os segmentos 1, 2 e 3, no período seco e chuvoso. Essas espécies variaram no número de indivíduos totais encontrados entre os segmentos e o período no qual se estabeleceram. É possível que a variação do número de indivíduos de determinada espécie entre os segmentos e o período seco e chuvoso seja decorrente de mudanças sazonais, ocorridas entre o período chuvoso e seco, que geraram disputa por substratos ou por algum fator abiótico, e conseqüente competição entre as espécies estabelecidas para aquele segmento (Odum, 1988), prevalecendo as espécies mais adaptadas em detrimento das outras.

A estabilidade das condições ambientais observadas na Salina Julieta permite as esteiras microbianas Tipo 2 (comunidade mais estável) se perpetuarem e atingirem elevado grau de maturação.

O desenvolvimento das esteiras microbianas na Salina Julieta é dirigido pela variação nos parâmetros físico-químicos da água da Lagoa de Araruama e a atividade antrópica que retira as esteiras microbianas com a limpeza dos reservatórios para manufatura do sal. Desta forma, ocorrendo nova implantação e o desenvolvimento da estrutura.

Neste estudo, a análise quantitativa no período de chuva e seca mostrou pouca mudança na composição cianobacteriana das esteiras microbianas, em função da manutenção dos níveis de salinidade ao longo do ano, o que corrobora com os resultados obtidos por Ortiz (2008).

As esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta apresentaram morfologias em campo tipo poligonal, lisa e coloforme. Segundo Hoffman (1976), as morfologias das esteiras microbianas estão intimamente relacionadas com a presença de espécies dominantes ou muito abundantes que influenciam diretamente na formação da estrutura microbiana. Foi verificado que dentre as espécies encontradas nas esteiras microbianas de *Hamelin Pool* (*Shark Bay*, Austrália) nenhuma foi considerada dominante para as estruturas identificadas com mesma morfologia na Salina Julieta (Apendice G, quadro 1). Nas esteiras microbianas lisas, coloformes e poligonais da Salina Julieta foram encontradas várias espécies dominantes, que apresentaram alta frequência dentro da amostra (abundância relativa maior que 1/S).

Dentre as espécies dominantes encontradas por estrutura identificada na Salina Julieta foi verificado que ocorreu pouca mudança na composição cianobacteriana entre elas. Com isso, a análise quantitativa indicou provavelmente que cianobactérias, não diferenciam os tipos morfológicos encontrados.

Poucos estudos estão sendo realizados para caracterização ecológica das cianobactérias em esteiras microbianas, assim como pouco se conhece sobre a diversidade destes seres nestas estruturas, sendo este trabalho o segundo levantamento sobre a diversidade cianobacteriana no Sistema Lagunar de Araruama.

Os resultados apresentados nesta dissertação acrescentam, portanto o conhecimento sobre as esteiras microbianas, considerados por Allwood *et al.* (2006) como os primeiros ecossistemas estáveis microbianos na Terra.

6.3 Esteiras microbianas e seus aspectos sedimentológicos

Na Salina Julieta foram encontradas as morfologias lisa, coloforme e poligonal, concordando com o observado nas demais lagunas do Sistema Lagunar de Araruama e Lagoa Salgada (Iespa, 2006; Carvalhal, 2007; Damazio-Iespa, 2008; Silva e Silva, 2002). Todas dispõem diferentes reservatórios que aumentam de salinidade sucessivamente: pré-concentradores #1 (esteira microbiana Tipo 2 poligonal) e #2 (esteira microbiana Tipo 2 lisa e coloforme), concentrador #3 (esteira microbiana Tipo 1 lisa). A alta diversidade de formas está provavelmente associada às condições ambientais.

Semelhante ao observado por Reid *et al.* (2000) em *Highborne Cay* (Bahamas), dois estágios de desenvolvimento das esteiras microbianas foram encontrados na Salina Julieta: tapete Tipo 1 e Tipo 2. Em geral, estas esteiras microbianas apresentaram finas laminações, sendo a superior de coloração esverdeada, seguida por laminações de coloração avermelhada e marrom. Esta seqüência é típica de ambientes com grande quantidade de sais, tendo sido observado por Dermegasso *et al.* (2003) nas esteiras microbianas de *Sálar de Llamara* (Deserto do Atacama, Chile) e por Martínez-Alonso *et al.* (2004) nas esteiras microbianas de *Delta Ebro* (Espanha). No período de seca, foi encontrado em algumas estruturas uma lâmina fina alaranjada sobre a laminação esverdeada, o que está relacionado à proteção da comunidade à intensa radiação solar no período mais seco (Komárek, 2003).

A espessura das laminações encontradas nas esteiras microbianas possuidores de distribuição vertical (Tipo 2) na Salina Julieta não foi variável. Essas laminações eram finas e as vezes de difícil separação, estando relacionadas com o grau de compactação da amostra.

As esteiras Tipo 1 lisas caracterizam-se como uma estrutura frágil e fina, pouco coesa, apresentando uma consistência gelatinosa. Em períodos secos, essas estruturas apresentam abundante quantidade de cristais de halita e gipsita na superfície. Com isso, alguns grãos de gipsita encontram-se inclusos, influenciando no arranjo espacial dos organismos na esteira microbiana ou formam uma crosta de gipsita sobre a estrutura, sendo também observados por Oren (2009) ao longo de lagoas e reservatórios de salina de áreas tropicais e subtropicais.

Os cristais de gipsita encontradas nas esteiras microbianas Tipo 1 e 2 apresentaram uma forma lenticular vulgarmente denominada como cauda de passarinho. Esses cristais se arranjam nas esteiras microbianas Tipo 1 para formar uma roseta. Nas esteiras microbianas

Tipo 1 foi observado que a morfologia desses evaporitos estava associada à quantidade moderada do conteúdo orgânico. De acordo com Warren (2006), quantidade de conteúdo orgânico observado em ambientes recentes e a temperatura atuante influenciam na morfologia dos cristais de gipsita. Em esteiras microbianas com conteúdo orgânico de moderado a alto e temperatura acima de 35 °C são observadas formas lenticulares e a formação de rosetas. Com o aumento da matéria orgânica, essas rosetas aparecem mais complexas, como o observado neste estudo.

As esteiras microbianas Tipo 2 caracterizam-se por apresentar maior consistência (microtrama mais desenvolvida), possuindo estruturas coesas e desenvolvidas. Essa maturação está relacionada à maior densidade de comunidades microbianas que produzem EPS, aprisionando e ligando os sedimentos, como o observado por Noffke *et al.* (2003) que estudou esteiras microbianas e a influência da dinâmica sedimentológica de sistemas deposicionais (siliciclásticos, evaporíticos e carbonáticos).

Na parte inferior das esteiras microbianas Tipo 2 lisa e poligonal foram observados grãos de quartzo com feições de alteração semelhantes àquelas observadas em bioerosão, o que sugere uma possível influência biológica. Contudo, estudos mais detalhados, voltados para esse enfoque se fazem necessários. Este tipo de alteração também foi observado por Iespa (2006) e Carvalhal (2007) nas esteiras microbianas do Sistema Lagunar de Araruama.

Em alguns grãos de quartzo, as análises de MEV e EDS encontram o elemento titânio (Ti) em associação, sendo registrado na esteira microbiana Tipo 2 poligonal. Há algumas rochas que possuem quartzo com inclusões de rutilo ou anatásio, sendo propriedade da área fonte.

Não foram observadas diferenças mineralógicas significativas entre as esteiras Tipo 1 e Tipo 2 lisa nos períodos de seca e chuva, o que corrobora com o observado por Cassillas-Martínez *et al.* (2005) em Cabo Rojo (Porto Rico), Delfino (2009) Brejo do Espinho, RJ, Brasil. Contudo, uma grande quantidade de gipsita foi encontrada na esteira microbiana Tipo 1 lisa em relação às outras estruturas microbianas observadas. A presença de gipsita nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonais no período de seca, em adição a esse fato, indica uma provável concentração de sais dentro da salmoura nesse período proporcionando a precipitação desse mineral.

Nas esteiras microbianas, os carbonatos são predominantemente constituídos por pelóides, arredondados a subesféricos e grumos de formato variável. Na esteira microbiana Tipo 2 lisa, foi observada a presença de linhas de crescimento concêntrico nos pelóides carbonáticos. Noffke *et al.* (2007) observou que partículas carbonáticas têm sido formadas *in situ* em superfícies sólidas com biofilme, onde ocorre subsequente crescimento dos grãos. A repetição da precipitação a partir do aprisionamento do Ca^+ e o subsequente ataque do EPS resultam na formação dessas linhas de crescimento concêntricas. Em seções finas, as laminações escuras são compostas por células bacterianas e EPS, e as claras são formadas por carbonato.

As esteiras microbianas Tipo 2 lisas no período de seca, apresentaram uma espessa camada de cristais de halitas dentro da estrutura orgânica. O tapete exibiu continuidade, com isso excluindo a hipótese de interrupção do desenvolvimento da estrutura microbiana seguida pela precipitação de halita e depois nova implantação e formação microbiana por cima da camada de sal. Como, segundo Villanueva *et al.* (2007), o EPS se caracteriza por ser um grande reservatório que retém 99% de água quando estão completamente hidratados, é provável que com a desidratação da estrutura tenha sido ocasionada a concentração de sais dentro da região com maiores quantidades de mucilagem, sendo seguida pela precipitação do material evaporítico em períodos mais secos. Nessa estrutura, ocorreu a perda de laminações ficando homogênea e de coloração escura, o que sinalizou uma provável mudança da composição microbiana e o desenvolvimento de microorganismos que realizam heterotrofismo.

Nas esteiras microbianas Tipo 1 lisas encontrados na estação de coleta #3, onde a temperatura da água e sedimento alcançaram um valores de 40° C, ocorrem alta concentração de sais e precipitação de halita. Com isso, essas estruturas apresentaram uma laminação com espessura máxima de 5 mm durante todo período de coleta. Segundo Nübel *et al* (1999), a concentração de sais em salmouras e a precipitação sobre as esteiras microbianas podem influenciar diretamente ou indiretamente, determinando a distribuição horizontal de cianobactérias. O aumento da salinidade reduz a diversidade bacteriana, e a vida, conforme observado no reservatório cristalizador #4, onde a salinidade é mais elevada, a presença somente de um biofilme mucilaginoso que alcança complexidade para formação de esteiras microbianas.

Major *et al.* (2005) relatam que, em períodos mais secos e quentes, cristais de halita são encontrados nas estruturas microbianas, sendo que as temperaturas superficiais em esteiras microbianas podem ser consideradas altas ou baixas, dependendo do aquecimento promovido pelo sol e esfriamento causado pela intensa evaporação.

As esteiras microbianas Tipo 2 coliformes encontradas durante o período de seca na Salina Julieta apresentam as mesmas características descritas por Iespa (2006), ou seja, com formato oval arredondado, exibindo cavidades, fissuras e pontos brancos constituídos por calcita na sua superfície. Essas estruturas apresentaram maior quantidade de matéria orgânica que quartzo. Essas estruturas na Salina Julieta se implantaram no período de seca sobre uma esteira microbiana Tipo 2 lisa. Antes do seu aparecimento, ocorreu uma floração e a formação de uma camada rosa na superfície, sendo provável que fatores abióticos como o aumento da temperatura e provável desprendimento de um pedaço de esteira microbiana favoreceu o crescimento de comunidades microbianas que se implantaram formando esses tipos de esteira microbiana.

Na esteira microbiana Tipo 2 coliforme a trama carbonática apresentou feições morfológicas esféricas concordantes com as encontradas em experimentos por Vasconcelos *et al.* (1995), em ambientes naturais modernos como a Lagoa Vermelha por Wathmann *et al.* (2005), e no registro geológico (Vasconcelos & McKenzie, 2009). Essa morfologia pode indicar a presença de dolomita, sendo necessária a difração de raios-X para sua confirmação.

As estruturas poligonais encontradas por Iespa (2006) concordam com as encontradas na Salina Julieta, se apresentam como uma estrutura compacta em formato de polígonos planos delimitados por gretas de contração. Entretanto, não foram observados nas fissuras quantidades maiores de quartzo do que matéria orgânica, sendo verificada o contrário para as esteiras microbianas Tipo 2 poligonais desse estudo. As gretas na Salina Julieta são recobertas por sedimentos finos decantados provenientes da Lagoa de Araruama e pela implantação de um biofilme mucilaginoso. Com o desenvolvimento desse biofilme e a formação de uma esteira mais fina ocorreu o preenchimento desses espaços formados ligando as estruturas poligonais. Com isso, essa depressão formada entre as estruturas causa a impressão de que é desenvolvida a partir de uma trama formada por cianobactérias filamentosas com prováveis argilominerais que promoveriam essa estrutura poligonal observada em campo, o que não foi também justificado pela análise quantitativa que verificou a predominância do gênero *Choococcus* 1849 ao invés de filamentos do Gênero *Microcoleus* Thurex & Gomont 1892.

Foi encontrado, através das análises de EDS, um silicato associado a matéria orgânica e, por vezes, aos carbonatos nas esteiras microbianas da Salina Julieta, fato este também observado por Delfino (2009) nas esteiras microbianas do Brejo do Espinho, presente no sistema lagunar de Araruama, RJ, Brasil. De acordo com Ehrlich (2002), algumas bactérias acumulam silício, que substitui o fósforo em meio onde este elemento está deficiente. Esta reação é reversível e provável que já esteja em curso na Salina Julieta. Os minerais mais comuns contendo silício incluem quartzo (SiO_2), olivina $(\text{Mg,Fe})_2\text{SiO}_4$, ortopiroxênio (Mg,FeSiO_3) , biotita $\text{K}(\text{Mg,Fe})_3\text{AlSi}_3\text{O}_{10}(\text{OH})_2$, ortoclásio $(\text{KAlSi}_3\text{O}_8)$, plagioclásio $(\text{Ca,Na})(\text{Al,Si})\text{AlSi}_2\text{O}_8$ e caulinita $\text{Al}_4\text{Si}_4\text{O}_{10}(\text{OH})_8$. Isto levanta a possibilidade de que este silício na Salina Julieta possa estar associado ao alumínio (elemento observado em grande quantidade na água) formando um alumínio silicato, ou estar ligado a íons magnésio, já que este elemento sempre aparece junto com o silício nas análises de EDS. Assim, mais análises serão necessárias para a compreensão do papel do silício nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Em nenhum dos estudos anteriores (Iespa, 2006; Carvalhal, 2007 e Damazio-Iespa, 2008) realizado no Sistema Lagunar de Araruama, foi verificada a presença deste silicato, provavelmente pela interferência nas análises de grãos de quartzo, abundantes nas lagoas Pernambuco, Pitanguinhas e Vermelha (RJ).

As esteiras microbianas da Salina Julieta apresentaram espessura média de 15 a 20 mm para as esteiras microbianas Tipo 2 e espessura média de 5 mm para as esteiras microbianas Tipo 1 lisa, divergindo dos observados para Lagoa Vermelha (11 e 40 mm), da Lagoa Pernambuco (50 a 60 mm), Lagoa Pitanguinha (49 a 52 mm) e concordando com o Brejo do Espinho (20 mm a 25 mm), presentes no mesmo sistema lagunar. Na salina considerada como ambiente artificial com baixa circulação de água, as esteiras se desenvolvem até determinado tamanho entrando a parte mais profunda em decomposição. Os sedimentos nas esteiras microbianas da Salina Julieta apresentaram granulometria de média a muito fina, prevalecendo o conteúdo orgânico sobre os grãos de quartzo angulosos a subangulosos encontrados, em especial na esteira microbiana Tipo 2 poligonal, sendo proveniente de agente eólico. Segundo Dermegasso *et al.* (2003), os sedimentos tamanho areia se caracterizam por aumentar a penetração da luz, ao passo que a luz é rapidamente extinta em sedimentos argilosos. Provavelmente, a penetração de luz é favorecida por cristais de quartzo e halitas.

Assim, possivelmente, a granulometria fina na Salina Julieta é um dos fatores que contribui para a sua pequena espessura.

Estratigraficamente, a análise de MEV não observou assembléia em bioclastos associada à trama orgânica e carbonática, sendo observada por lupa a presença de poucos ostracódios. Essa ausência de bioclastos é justificada pelo tipo de ambiente onde são encontrados essas estruturas. Entretanto, foram encontrados na superfície frústulas de diatomáceas nas esteiras microbianas Tipo 2, como o verificado por Esteves *et al.* (1992). Segundo Riding (2000), a ocorrência de diatomáceas e clorófitas são comuns em esteiras microbianas modernas, sendo notável a sua participação nas esteiras estromatolíticas da *Shark Bay* (Austrália) e de *Lee Stocking* (Bahamas).

As esteiras microbianas são sistemas que fornecem nichos ecológicos para diversos microorganismos, ocorrendo na Salina Julieta nematódeos e clorófitas associadas a essa estrutura semelhante ao observado por Rejmánková & Komárkova (2000) onde foi verificado a presença de navículas que se desenvolveram no período chuvoso na lâmina d'água doce proveniente da chuva.

Semelhante ao observado por Rejmánková *et al.* (1996), para as esteiras de *Yucatan Península* (Cuba), as esteiras microbianas da Salina Julieta estão associados a ambientes ricos em carbonato, caracterizados por condições hidrológicas extremas com salinidade elevada, que limitam o crescimento de outras algas.

7 CONCLUSÃO

1. As salinas permanentes são excelentes ambientes para o estudo de grupos microbianos e a precipitação de halita, servindo como meio de cultivo natural que promove a manutenção da vida microbiana e a contínua formação de esteiras microbianas.
2. Na Salina Julieta o desenvolvimento das esteiras microbianas é dirigida pela provável variação nos parâmetros físico-químicos da água da Lagoa de Araruama e a atividade antrópica que retira as esteiras microbianas com a limpeza dos reservatórios para manufatura do sal.
3. A salinidade influi diretamente no desenvolvimento das esteiras microbianas. Nos reservatórios onde o gradiente de salinidade é menor foram encontrados estruturas microbianas com estratificação vertical e microtrama desenvolvida. Entretanto, nos reservatórios # 3 e # 4 onde os gradientes são maiores, ocorreu um baixo desenvolvimento do tapete e a formação de somente um biofilme, respectivamente.
4. Na salina Julieta a química inorgânica apresentou para os reservatórios a relação de concentração $\text{Ca}^+ < \text{K}^+ < \text{Mg}^{2+} < \text{SO}_4^{-2} < \text{Na}^+ < \text{Cl}^-$ Total, para a concentração desses compostos.
5. Durante o período de chuva e seca as esteiras microbianas da Salina Julieta não se diferenciaram quanto a microtrama carbonática, sendo formados principalmente por grumos micríticos, de formato variável, e presença de calcita magnesiana.
6. A presença da gipsita dentro das esteiras microbianas está associada ao aumento do gradiente de salinidade e a períodos de seca.

7. A presença de cristais e microcristais de halita dentro das esteiras microbianas Tipo 2 lisa, que apresentou crescimento contínuo e coliforme, indicou provável participação do EPS na concentração de íons dentro da estrutura e a formação do mineral.
8. O maior grupo de espécies de cianobactérias envolvidas na formação das esteiras microbianas da Salina Julieta são cianobactérias esféricas da Ordem *Chroococcales*, o que indica a sua adaptação às condições de salinidade.
9. Qualitativamente os gêneros *Aphanothece* Nägeli 1849 e *Chroococcus* Nägeli 1849 foram os mais representativos para todas as estruturas, tendo o maior número de espécies encontradas.
10. Quantitativamente as formas esféricas apresentaram maior abundância, em especial *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus* e *Chroococcus microscopicus*, sendo os principais constituintes de todas as esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta.
11. As esteiras microbianas são um sistema que fornece nichos ecológicos para diversos microorganismos, ocorrem na Salina Julieta nematódeos e clorófitas associados a essa estrutura.
12. As esteiras microbianas Tipo 1 e Tipo 2 apresentaram índice de diversidade elevado, resultado da alta frequência de várias espécies, o que possibilitou a existência de um conjunto de espécies dominantes para cada esteira microbiana identificada.
13. As esteiras microbianas Tipo 1 lisas apresentaram esparsas populações microbianas, não desenvolvendo estratificação vertical, e apresentando microtrama menos desenvolvida. Nessas estruturas ocorreu o predomínio no período chuvoso e seco, das espécies *Leptolyngbya hypolimnetica*, *Leptolyngbya tenuis* e *Chroococcus minimus*.

14. As esteiras microbianas Tipo 2 representam comunidades mais maduras, caracterizadas por populações mais densamente organizadas e distribuídas verticalmente, sendo sua microtrama mais desenvolvida.

15. As esteiras microbianas Tipo 2 lisa, obtiveram o predomínio no período chuvoso e seco das espécies *Chroococcus minimus*, *Chroococcus minutus*, *Chroococcus microscopicus*, *Gloeocapsopsis magma* e *Leptolyngbya hypolimnetica*.

16. Nas esteiras microbianas Tipo 2 coliforme, obtiveram o predomínio das espécies *Chroococcus minimus*, *Chroococcus microscopicus*, *Gloeocapsopsis magma*, *Aphanothece halophytica*, *Leptolyngbya hypolimnetica* e *Leptolyngya tenuis*.

17. Nas esteiras microbianas Tipo 2 Poligonal, obtiveram o predomínio no período chuvoso e seco das espécies *Chroococcus minutus*, *Chroococcus minimus* e *Chroococcus microscopicus*.

18. A espécie *Microcoleus chthonoplastes* não é considerada dominante quantitativamente para as esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta, sendo presente nas estruturas Tipo 2 e ausente no Tipo 1 da esteira microbiana encontrado no reservatório #3.

19. Dentre as morfologias das esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta, concluiu-se que houve pouca variação de espécies de cianobactérias dominantes para a distinção de morfologias.

20. As morfologias encontradas provavelmente podem ser resultantes da participação de outros grupos de microorganismos e fatores abióticos como a sedimentação, processos de dessecação observados nesse estudo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Allwood, A.C.; Walter, M.R.; Kamber, B.S.; Marshall, C.P. & Burch, I.W. 2006. Stromatolite reef from the Early Archaean era of Australia. *Nature*, 441:714–718.
- Altermann, W. & Kazmierczak, J. 2003. Archean microfossils: a reappraisal of early life on Earth. *Research in Microbiology*, 154:611-617.
- Amorim, L.C. 1988. *As salinas de Cabo Frio*. Programa de Pós-graduação em Letras, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Tese de Doutorado, p.199-212.
- Anagnostidis, K. & Komárek, J. 1988. Modern approach to the classification system of cyanophytes 3- Oscillatoriales. *Archiv für Hydrobiologie Algological Studies*, 80(1-4):327-472.
- Arp, G.; Reimer, A. & Reitner, J. 1999. Calcification in cyanobacterial biofilms of alkaline salt lakes. *European Journal of Phycology*, 34:393-403.
- Awramik, S.M. 1990. Stromatolites. In: BRIGGS, D.E.G. & CROWTHER, P.R. (eds.) *Palaeobiology: a synthesis*. Editora Blackwell Science Ltd., p. 336-341.
- Azevedo, M.T.P. 1991. Edaphic blue-green algae from the São Paulo Botanical Garden, Brazil. *Algological studies*, 64:503-526.
- Baeta Neves, M.H.C. 1993. Estudo do crescimento de cianofíceas (Chroococcales) halofítica em função da temperatura e da salinidade. *Acta Biológica Leopoldinense*, 15(1):119-132.
- Baeta Neves, M.H.C. 1983. Flora ficológica da lagoa hipersalina de Araruama (Estado do Rio de Janeiro – Brasil). 2. Cyanophyceae. *Boletim do Instituto de Pesquisas da Marinha*, Rio de Janeiro, p. 1-19.
- Baeta Neves, M.H.C. & Casarin, A.J. 1990. As cianofíceas das salinas de Cabo Frio – Brasil. *Acta Biológica Leopoldinense*, 12(1): 99-123.
- Barbière, E.B. 1984. Cabo Frio e Iguaba Grande, dois microclimas distintos a um curto intervalo espacial. In: SIMPÓSIO SOBRE AS RESTINGAS BRASILEIRAS, 2, Niterói.,1984. *Resumos expandidos*, Niterói, CEUFF/UFF, p. 3-13.

- Barbière, E.B. 1975. Ritmo climático e extração do sal em Cabo Frio. *Revista Brasileira de Geografia*, 37(4):23-109.
- Barbiere, E. B. & Neto, C. R. Spatial distribution of pluviosity on the Atlantic slope of the sea ridge in the Niterói –Macaé section. *In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON ENVIRONMENTAL GEOCHEMISTRY IN TROPICAL COUNTRIES*, 2, 1996, Cartagna. Anales: Ingeominas IDEAM, p. 29-31.
- Barbosa, C. F. 1997. Reconstituição paleoambiental de fácies lagunares com base em foraminíferos: O nível do mar no Quaternário Superior na área de Cabo Frio, RJ. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade de São Paulo, Tese de Doutorado, 200p.
- Barroso, L.V. 1987. Diagnóstico ambiental da Lagoa de Araruama – RJ. *Boletim da Fundação Brasileira para Conservação da Natureza*, Rio de Janeiro, p. 30-65.
- Baumgartner, L.K.; Reid, R.P.; Dupraz, C.; Decho, A.W.; Buckley, D.H.; Spear, J.R.; Przekop, K.M. & Visscher, P.T. 2006. Sulphate reducing bacteria in microbial mat: chaging paradigms, new discoveries. *Sediment Geology*, 185:131-145.
- Benalioulhaj, S.; Schreiber, B.C. & Philp, R.P. 1994. Relationship of organic geochemistry to sedimentation under highy variable environments. Lorca Basin (Spain): Preliminary results. *In: RENAUT, R. & LAST, W.M. (eds.). Sedimentology and geochemical record of modern and ancient saline lakes*. Society Economy Paleontology. Mineral, Special Publication, 50:315-324.
- Bicudo, D.C. 1988. Algas epífitas do Lago da Ninféia, São Paulo, Brasil. Cyanophyceae. *Revista Brasileira de Biologia*, 48(2): 407-419.
- Branco, Z.H.L.; Moura, N.A.; Silva, C.A. & Oliveira, B.C.M. 2003. Biodiversidade e considerações biogeográficas das cianobactérias de uma área de manguezal do estado de Pernambuco, Brasil. 17(4): 585-596.
- Brunberg, A.K.; Nilsson, E. & Blomgvist, P. 2002. Characteristics of oligotrophic hardwater lakes in post glacial land-rise area in mid-Sweden. *Freshwater Biology*, 47(8):1451-1462.
- Burne, V.R. & Moore, S.L. 1987. Microbialites: organossedimentary deposits of benthic microbial communities. *Palaios*, 2:241-254.

- Carvalho, S.B.V. 2007. *Caracterização geomicrobiológica das esteiras microbianas da Lagoa Vermelha (Estado do Rio de Janeiro)*. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Dissertação de Mestrado, 174p.
- Carvalho, S.B.V. 2003. *Bioestratificação cianobacteriana das esteiras microbianas recentes da lagoa Vermelha, Rio de Janeiro, Brasil*. Programa de Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Monografia de Bacharelado, 80p.
- Casillas-Martínez, L.; Gonzalez, M.L.; Fuentes-Figuerosa, Z.; Castro, C.M.; Ramirez, W.; Systema, R.E.; Perez-Jimenez, J. & Visscher, P.T. 2005. Community structure, geochemical characteristics and mineralogy of a hypersaline microbial mat, Cabo Rojo, PR. *Geomicrobiology Journal*, 22:269-281.
- Castanier, S.; Le Metayer- Levrel, G.; Perthuisot, J.P. 1999. Carbonates precipitation and limestone genesis – the microbiologist’s point of view. *Sedimentology Geology*, 126:9-23.
- Chafetz, H. S., Buczynski, 1992. Bacterially induced lithification of microbial mats. *Palaios*, 7: 277-293.
- Chaillan, F.; Gugger, M.; Saliot, A.; Couté, A.& Oudot, J. 2006. Role of cyanobacteria in the biodegradation of crude oil by a tropical cyanobacterial mat. *Chemosphere*, 62: 1574-1582.
- Coe Neto, R. 1984. Algumas considerações sobre origem do sistema lagunar de Araruama. In: SIMPÓSIO SOBRE AS RESTINGAS BRASILEIRAS, 2, Niterói.,1984. *Resumos expandidos*, Niterói, CEUFF/UFF, p. 61-63.
- Cohen, Y. 2002. Bioremediation of oil by marine microbial mats. *International Microbiology*, 5:189-193.
- Coutinho, R.; Ribeiro, P.; Kjerfve, B.; Knoppers, B.; Muehe, D.& Valentin, J. 1999. Araruama. *Ciência Hoje*, 25(149):26.
- Damazio-Iespa, C.M. 2008. *Estudo sedimentológico e geomicrobiológico das esteiras microbianas da Lagoa Pitanguinha, Região dos Lagos, estado do Rio de Janeiro, Brasil*. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Dissertação de Mestrado, 110p.
- Davis, J.S. 2001. Structure, function, and management of the biological system for seasonal solar saltwork. *Global Nest: The International Journal*, 2(3):217-226.

- De los Ríos, P. 2001. Crescimento en poblaciones de *Artemia franciscana* y *A. persimilis* (Crustacea, Anostraca) en condiciones controladas. *Revista de Biología Tropical*, 49(2): 629-634.
- Decho, A.W. 1990. Microbial exopolymer secretion in ocean environments: their role (s) in food webs and marine processes. *Oceanography and marine biology – Annual Review*, 28:73-154.
- Decho, A.W.; Vissher, P.T. & Reid, P. 2005. Production and cycling of natural microbial exopolymers (EPS) within a marine stromatolite. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 219:71-86.
- Delfino, D.O. 2009. *Caracterização sedimentológica, química e cianobacteriana, e interpretação ecológica das esteiras microbianas do Brejo do Espinho, Rj, Brasil*. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Dissertação de mestrado, 205p.
- Dermegasso, C.; Chong, G.; Galleguillos, P.; Escudero, L.; Martinez-Alonso, M. & Esteves, I. 2003. Tapetes microbianos del Salar de Iltar, norte del Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76: 485-499.
- Des Marais, D.J. 2003. Biogeochemistry of hypersaline microbial mats illustrates the dynamics of modern microbial ecosystems and the early evolution of the biosphere. *Biological Bulletin*, 204:160–167.
- Dupraz, C.; Reid, R.P.; Decho, A.W.; Norman, S.R.; Visscher, T.P. 2009. Processes of carbonate in modern microbial mats. *Earth-Science Reviews*. 96:141-162.
- Dupraz, C. & Vissher, P.T. 2005. Microbial lithification in marine stromatolites and hypersaline mats. *Trends in Microbiology*, 13(9):429-438.
- Eckman, J.; Andres, M. S.; Marinelli, R. L.; Bowin, E.; Reid, R. P.; Aspden, R. J.; Paterson, D. M., 2008. Wave and sediment dynamics along a shallow subtidal sandy beach inhabited by modern stromatolites. *Geobiology*, 6: 21-32.
- Ehrlich, H. L. 2002. *Geomicrobiology*. 4^a ed., New York, Marcel Dekker, 749 p.
- Esteve, I.; Martínez-Alonso, M.; Mir, J. & Guerrero, R. 1992. Distribution, typology and structure of microbial mat communities in Spain: A preliminary study. *Limnetica*, 8:185-195.

- Evans, R. & Kirkland, D.W. 1988. Evaporitic environments as a source for petroleum. *In*: SCHREIBER, B.C. (ed.). *Evaporites and Hydrocarbons*. New York, Columbia University Press, p.256-299.
- Feder, F. 2005. *Composição e caracterização das esteiras cianobacterianas da Salina Julieta (Praia Seca), Araruama, Rio de Janeiro*. Programa de Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Monografia de Bacharelado, 114p.
- Fenchel, 1998. Formation of laminated cyanobacterial mats in the absence of benthic fauna. *Aquatic Microbial ecology*, 14:235-240.
- Fouke, B.W.; Farmer, J.D.; Des Marais, D.J.; Pratt, L., Sturchio, N.C., Burn, P.C., Discipulo, M.K. 2000. Depositional facies and aqueous-solid geochemistry of travertine-depositing hot springs (Angel Terrace, Mammoth Hot Springs, Yellowstone National Park, USA). *Journal of sedimentary Research*, 70:565-585.
- Fourçans, A.; Oteyza, T.G.; Wieland, A.; Solé, A. 2004. Characterization of functional bacterial groups in a hypersaline microbial mat community (Saline-de- Giraud, Camargue, France). *FEMS Microbiology Ecology*, 51: 55-70.
- Franks, J. & Stolz, F.J. 2009. Flat laminated microbial mat communities. *Earth- Science Reviews*, 96: 163-172.
- Garcia-Pichel, F. & Castenholz, R.W. 1990. Comparative anoxygenic photosynthetic capacity in 7 strain of a thermophilic cyanobacterium. *Archive Microbiology*, 153: 344-351.
- Gautret, P. & Thrichet, J. 2005. Automicrites in modern cyanobacterial stromatolitic deposits of Rangiroa, Tuamotu Archipelago, French Polynesia: biochemical parameters underlying their formation. *Sedimentary Geology*, 178:55-73.
- Golubic, S. 1976. Organisms that build stromatolites. *In*: WALTER, M.R. (ed.) *Stromatolites*. Editora Elsevier Scientific Publishing Company, p.113-126.
- Guerrero, M.C. & Wit, R. 1992. Microbial Mats in the inland saline lakes of Spain. *Limnetica*, 8:197-204.
- Guimarães, S.B.; Neto, R.J. & Siqueira, B.L.R. 2002. Caracterização dos estromatólitos da Formação Capiru (Proterozóico): nas regiões do Morro Azul e Morro Grande: Leste do Paraná. *Boletim Paranaense de Geociência*, 51:77-88.

- Havens, K.E. 2007. Cyanobacteria blooms: effects on aquatic ecosystems. *In: SYMPOSIUM ON CYANOBACTERIAL HARMFUL ALGAL BLOOMS. ADVANCES IN EXPERIMENTAL MEDICINE & BIOLOGY. Anais...* p. 721-735.
- Hoffman, P. 1976. Stromatolite morfogenesis in *Shark Bay*, Western Australia. *In: WALTER, M.R. (ed.) Stromatolites*. Elsevier Scientific Publishing Company, p. 260-271.
- Hoffmann, L. 1996. Geographic distribution of freshwater blue-green algae. *Hydrobiologia*, 336: 33-39.
- Höhn, A.; Tobaschal, H.J. & Maddock, J.E.L. 1986. Biogeochemistry of hipersalina lagoon east of Rio de Janeiro, Brasil. *The Science of Total Environment. Science*, 58: 175-185.
- Iespa, A.A.C. 2006. *Estudo geomicrobiológico da Lagoa Pernambuco, região dos Lagos (Estado do Rio de Janeiro)*. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Dissertação de Mestrado, 116p.
- Kjerfve, B. & Oliveira, A.M. 1996. Modelling of circulate and water exchange in a hypersaline coastal lagoon: Lagoa de Araruama, Brasil. *In: LACERDA, L.D.; SANTELLI E.R.; DUURSUMAN, K.E. & ABRÃO, J.J. Enviromental Geochemistry in tropical and subtropical environments*. EDITORA, p.236.
- Kjerfve, B. 1994. *Coastal lagoon Processes*. Amsterdan, Elsevier. 577p.
- Komárek, J. 2003. Coccoid and colonial cyanobacterial freshwater algae of North America. *In: WEHR, J.D.; SHEAT, R.G. & THORP, J.H. (eds). Freshwater algae of North America: Ecology and Classification*. Academic Press, p. 56-116.
- Komárek, J. & Anagnostidis, K. 1999. *Süßwasserflora von Mitteleuropa Band 19/1: Cyanophyta 1. Teil: Chroococcales*. 2^a ed., Stuttgart, Gustav Fischer, 548p.
- Kühl, M. I.; Fenchel, T. & Kasmierczak, J. 2003. Growth, structure and calcificação potencial of an artificial cyanobacterial mat. *In: KRUMBEIN, W. E.; PATERSON, D. M. & ZAVARZIN, G. (ed.) Fossil and recent biofilms a natural history of the impact of life on planet Earth*. Dordrecht, Kluwer Academic Publisher, p. 20.
- Kühl, M.I & Fenchel, T. 2000. Bio-optical characteristics and the vertical distribution of photosynthetic pigments and photosynthesis in an artificial cyanobacterial mat. *Microbial Ecology*, 40:94-103. Lamego, A.R. 1942. Ciclo evolutivos das lagoas fluminenses, *Boletim do Departamento de Geologia e Mineralogia*, 118:23-48.

- Laut, M.L.L. 2007. *Foraminíferos e Tecamebas como indicadores ambientais em estuários tropicais – Brasil*. Programa de Pós-graduação em Geologia e Geofísica Marinha, Universidade Federal Fluminense, Tese de Doutorado, 276p.
- Lee, R.E. 1999. *Phycology*. USA, Cambridge University Press, p. 67-110.
- López-Cortes, A.; Ochoa, J.L. & Vazquez-Duhalt, R. 1994. Participation of halobacteria in crystal formation and the crystallization rate of NaCl. *Geomicrobiology*, 12:69-80.
- Mckenzie, A. J. & Vasconcelos, C. 2009. Dolomite Moutains and the origin of the dolomite rock of wich they mainly consist: historical developments and new perspectives. 56: 205-219.
- Madamwar, D. & Parikh, A. 2005. Partial characterization of extracellular polysaccharide fro cyanobacteria. *Bioresource technology*, 97:1822-1827.
- Major, M.K.; Kirkwood, E.A; Major, S.C; McCreddie, W.J. & Henley, W.J. 2005. In situ studies of algal biomass in relation to physicochemical characteristics of the Salt Plains National Wildlife Refuge, Oklahoma, USA. *Saline Systems*, 1:1-10.
- Martínez-Alonso, M.; Mir, J.; Caumette, P.; Gaju, N.; Guerrero, R. & Esteve, I. 2004. Distribution of phototrophic populations and primary production in a microbial mat from the Ebro Delta, Spain. *International Microbiology*, 7:19-25.
- McConnaughey, T.A. & Whelan, J.F. 1997. Calcification generates protons for nutrient and bicarbonate uptake. *Earth- Science Reviews*, 42:95-117.
- Mohriak, W. & Stzamari, P. 2008. Introdução às propriedades químicas e físicas dos evaporitos. In: WEBSTER, M.; SZATMARI, P. & ANJOS, S.M.C. (orgs). *Sal: Geologia e Tectônica – exemplos nas bacias brasileiras*. Beca Edições Ltda, p. 19-41.
- Mohriak, W.; Stzamari, P. & Anjos, C.M.S. 2008. Sedimentação de evaporitos. In: WEBSTER, M.; SZATMARI, P. & ANJOS, S.M.C. (orgs) *Sal: Geologia e Tectônica – exemplos nas bacias brasileiras*. Beca Edições Ltda, p. 65-88.
- Mur, R. L.; Skulberg, O. M. & Utkilen, H. 1999. Cyanobacteria in the environment. In: CHORUS, I. & BARTRAM, J. *Toxic Cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management*. London and New York, p. 179-209.

- Nakagawa, T. & Fukui, M. 2002 Phylogenetic characterization of microbial mats and streamers from a Japanese alkaline hot spring with a thermal gradient. *Applied and Environment Microbiology*, 48(4):211-222.
- Noffke, N. 2007. Microbial induced sedimentary structures in Archean sandstones: A new window into early life. *Godwana Research*, 11:336-342.
- Noffke, N.; Gerdes, G. & Klenke, T. 2003. Benthic Cyanobacteria and their influence on the sedimentary dynamics of peritidal depositional systems (siliciclastic, evaporitic salty, and evaporitic carbonatic). *Earth-Science Reviews*, 62: 163-176.
- Noffke, N.; Gerdes, G., Klenke, Th. & Krumbein, W. E., 2001. Microbially induced sedimentary structures indicating climatological, hydrological and depositional conditions Recent and Pleistocene coastal facies zones (southern Tunisia). *Facies*, 44: 23-30.
- Nübel, U.; Bateson, M.M.; Madigan, M.K. & Ward, M.D. 2001. Diversity and distribution in hypersaline microbial mat of bacteria related to *Chloroflexus* spp. *Applied and Enviroment Microbiology*, 67(9):4361-4365.
- Nübel, U.; Garcia-Pichel, F.; Kühn, M. & Muyzer, G. 1999. Spatial scale and the diversity of benthic cyanobacteria and diatoms in a salina. *Hydrobiologia*, 401:199-206.
- Odum, E.P. 1988. *Ecologia*. Rio de Janeiro, Editora Guanabara, 434p.
- Oliveira, E.; Horta, P.A.; Amancio, E. & Anna, C.L.S. 2001. Algas e angiospermas marinhas bênticas do litoral brasileiro. In: Ministério do Meio Ambiente (Org.). Macrodiagnóstico da Zona Costeira do Brasil. Rio de Janeiro.
- Oren, A. 2009. Saltern evaporation ponds as model systems for the study of primary production processes under hypersaline conditions. *Aquatic Microbial Ecology*, 56:193-204.
- Ortiz, C.L. 2008. *Species richness of cyanobacterial, diatoms, and ciliates in microbial mats of the Cabo Rojo Salterns, Puerto Rico*. Programa de Pós-graduação em Biologia, Universidade de Porto Rico, Dissertação de Mestrado, 34p.
- Palmer, M.A; Covich, A.P.; Lake, S.; Biro, P.; Brooks, J.J.; Cole, J.; Dahm, C.; Gibert, J; Goedkoop, W.; Marten, K.; Verhoeven, J. & Van de Bund, W.J. 2000. Linkage between aquatic sediment biota and life above sediments as potencial drivers of biodiversity and ecological processes. *BioScience*, 50:1062-1075.

- Palmisano, A.C.; Cronin, S.E.; D'Amélio, E. D.; Munoz, E. & Des Marais, D.J. 1989. Distribution and survival of lipophilic pigments in a laminated microbial mat community near Guerrero Negro, México. *In: COHEN, Y., ROSENBERGS, E. (eds.). Microbial Mats: Physiological ecology of benthic Microbial Communities. American Society for Microbiology, Washington DC, p. 138-152.*
- Parikh, A. & Madamwar, D. 2006. Partial characterization of extracellular polysaccharides from cyanobacteria, *Biousource technology*, 97(15): 1822-1827.
- Perry, R.S., Mcloughlin, N.; Lynne, B.Y., Sephton, M.A.; Oliver, J.D.; Perry, C.C.; Campbell, K.; Engel, M.H.; Farmer, J.D.; Brasier, M.D. & Staley, J.T. 2007. Defining biominerals and organominerals: direct and indirect indicators of life. *Sedimentary Geology*, 201:157-179.
- Pearl, H. W.; Steppe, T. F. & Reid, R. P. 2001. Bacterially mediated precipitation in marine stromatolites. *Environmental Microbiology*, 3 (2):123-130.
- Plazinsky, J. 1997. Nitrogen metabolism of the symbiotic systems cyanobacteria. *In: Rai, A. N.. Cyanobacteria N₂ metabolism and environmental biotechnology. Narosa Publishing House, p. 95-75.*
- Pomar, L. & Hallock, P. 2007. Carbonate factories: A conundrum in sedimentary geology. *Earth-Science Reviews*, 87: 134-169.
- Prescott, G.W. 1975. *Algae of the western great lakes area*. 6^a ed., Iowa, W.M.C. Brown Company, 977p.
- Primo, P.B.S. & Bizerril, C.R.S.F. 2002. *Lagoa de Araruama. Perfil ambiental do maior ecossistema lagunar hipersalino do mundo*. Rio de Janeiro, SEMADS, p. 33-35.
- Raven, P.H.; Evert, R.F. & Eichhorn, S.E. 2001. *Biologia vegetal. Diversidade*. Rio de Janeiro, Editora Guanabara Koogan, p. 279-282.
- Reading, H.G. 1986. *Sedimentary environments and facies*. 2^a ed. Blackwell Scientific Publication, 614p.
- Reid, R.P.; Visscher, P.T.; Decho, A.W.; Stolz, J.; Bebout, B.M.; Macintyre, I.G.; Paerl, H. W.; Pimckney, J.L.; Prufert-Bebout, L.; Steppe, T.F. & Des Marais, D. J. 2000. The Role of microbes in the accretion, lamination and early lithification of modern marine stromatolites. *Nature*. 406:989-992.

- Rejmánková, E. & Komárková, J. 2000. A function of cyanobacterial mats in phosphorus-limited tropical wetlands. *Hydrobiology*, 431:135-153.
- Rejmánková, E.; Pope, K.O.; Post, R. & Maltby, E. 1996. Herbaceous wetlands of the Yucatan Peninsula: Communities at extreme ends of environmental gradients. *International Reviews Hydrobiology*, 81:225-254.
- Reviere, B. 2006. *Biologia e filogenia de algas*. Porto Alegre, Editora Artmed, p. 21-33.
- Riding, R. 2000. Microbial carbonates: the geological record of calcified bacterial – algal mats and biofilms. *Sedimentology*, 47(Suppl. 1):79-214.
- Robbins, L. L. & Yates, K. K., 1998. Production of carbonates sediments by a unicellular green alga. *Am. Mineral*. 83: 1503-1509.
- Rosell, L.; Ortí, F.; Kasprzyk, A.; Playa, E. & Peryt, T. M. 1988. Strontium geochemistry of primary Miocene gypsum: Messinian of southeastern Spain and Sicily and Badenian of Poland. *Journal Sedimentary Research*, 68:63-79.
- Santos, R.C. 2004. *Ficoflora (Cyanophyta) da Lagoa Pitanguinha Estado do Rio de Janeiro-Brasil*. Programa de Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Monografia de Bacharelado, 80 p.
- Scherf, A.K. & Rullkotter, J. 2009. Biogeochemistry of high salinity microbial mat – Part 1: Lipid composition of microbial mats across intertidal flats of Abu Dhabi, United Arab Emirates. *Organic Geochemistry*, 40:1018-1028.
- Schouten, S.; Hartger, W.A., Lopez, J.F.; Grimalt, J.O. & Sinninghe Damsté, J.S. 2001. A molecular isotopic study of ¹³C-enriched organic matter in evaporitic deposits: recognition of CO₂-limited ecosystems. *Organic Geochemistry*. 32: 277-286.
- Srisvatava, 2004. Estromatolitos. In: I. S. Carvalho (ed.). Paleontologia. Interciência, Rio de Janeiro, p. 171-195.
- SEBRAE, 2004. *Caminho do sal*. Rio de Janeiro, p. 74-76.
- Shimizu, V.T.A. 2005. *Estudos de esteiras cianobacterianas em salinas do estado do Rio de Janeiro, Brasil*. Programa de Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Monografia de Bacharelado, 136p.

- Silva e Silva, L.H. 2002. *Contribuição ao conhecimento da composição microbiana e química das estruturas estromatolíticas da Lagoa Salgada, Quaternário do Rio de Janeiro, Brasil*. Programa de Pós-graduação em Geologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Tese de Doutorado, 176p.
- Silva e Silva, L.H. & Senra, M.C.E. 2000. Estudo comparativo de esteiras microbianas presentes em duas lagoas hipersalinas. *Revista Universidade de Guarulhos, Geociências*, 5:225-227.
- Silva, M.A.M & Santos, C.L. 1997. Halitas das salinas de Cabo Frio: reconhecimento das morfologias como subsídios para o entendimento das halitas pretéritas. *Boletim de Geociência da Petrobrás*, 11(1/2):74-83.
- Silva, M.A.M.; Schreiber, C. & Santos, C.L. 2000. Evaporitos como recursos minerais. *Brazilian Journal of Geophysics*, 18(1):337-350.
- Souza, F.L.M.; Kjerfve, B.; Knoppers, B.; Landim de Souza, W.F.; Damasceno, R.N. 2003. Nutrient budget and trophic state in hypersaline coastal lagoon: Lagoa de Araruama, Brazil, Estuarine. *Coastal and Shelf Science*, 57:843-858.
- Stal, L. J. 2009. Microphytobenthos as biogeomorphological force in intertidal sediment stabilization. *Ecological Engineering*.
- Stal, L. J. 2000. Cyanobacterial mats and stromatolites. In: WHITTON, B.A. & POTTS, M. (eds). *The ecology of cyanobacteria*. Netherlands, Kluwer Academic Press, p. 61-120.
- Suguio, K. 2003. *Geologia Sedimentar*. São Paulo, Editora Blücher, 400 p.
- Sutherland, I.A. 2001. Exopolysaccharid in biofilm, floc and related structures. *Water Science and Technology*, 43:77-86.
- Tamagnini, P.; Leitão, E. & Oliveira, P. 2002. Biohidrogênio: produção de H₂ utilizando cianobactérias. *Boletim de Biotecnologia*. 66: 1-20.
- Thajuddin, N. & Subramanian, G. 2005. Cyanobacterial biodiversity and potential application in biotechnology. *Current Science*, 89:47-57.
- Turcq, P.F.M. 2000. Impact low salinity year on the metabolism of a hipersalina coastal lagoon (Brazil). *Hidrobiologia*, 429:133-140.

- Uramoto, K.; Walder, M. M. J. & Zucchi, A. R. 2005. Análise Quantitativa e Distribuição de Populações de Espécies de *Anastrepha* (Diptera Tephritidae) no Campus Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP. *Ecology, Behavior and Bionomics*, 34 (1): 33-39.
- Vasconcelos, C.; Warthmann, R.; McKenzie, J. A.; Visscher, P. T.; Bittermann, A. G. & Van Lith, Y. 2006. Lihifying microbial mats in Lagoa Vermelha, Brazil: Modern Precambrian relics. *Sedimentology and Geology*, 185: 175-183.
- Vasconcelos, C.; McKenzie, J. A.; Bernasconi, S.; Grujic, D. & Tiens, J. A. 1995. Microbial mediation as a possible mechanism for natural dolomite formation at low temperatures. *Nature*, 377: 220-222.
- Van Den Hoek, D.G.M. & Jahns, H.M. 1995. *Algae an introduction to Phycology*. Editora Cambridge, p.16-41.
- Villanueva, L.; Navarrete, A.; Urmeneta, J.; White, D.C. & Guerrero, R. 2007. Analysis of diurnal and vertical microbial diversity of a hypersaline microbial mat. *Archive Microbiology*, 188:137-146.
- Visscher, P.T. & Stolz, F.J. 2005. Microbial mats as bioreactors: populations, processes and products. *Palaeogeography, Palaeoclimatology e Palaeoecology*, 219:87-100.
- Warren, J.K. 2006. *Evaporites sediments: resources and hydrocarbons*. Springer. p. 222
- Warren, J.K. 1989. *Evaporite sedimentology: Importance in hydrocarbon accumulation*. Prentice Hall, p. 285.
- Warthmann, R.; van Lith, Y., Vasconcelos, C.; McKenzie, J.A. & Karpoff, A. M. 2000. Bacterially induced dolomite precipitation in anoxic culture experiments. *Geology*, 28:1091-1094.
- Warthmann, R.; Vasconcelos, C.; Sass, H. & McKenzie, A. J. 2005 *Desulfovibrio brasiliensis* sp. Nov., a moderate halophilic sulfate-reducing bacterium from Lagoa Vermelha (Brazil) mediating dolomite formation, 9: 255-261.
- Watanabe, Y., Martini, J.E.J. & Ohmoto, H. 2000. Geochemical evidence for terrestrial ecosystems 2.6 billion years ago. *Nature (London)*, 408(6812):574-578.

Zhang, Y. & Hoffman, L. 1992. Blue-green algal mat of the Salinas in Sanya, Hainan Island (China): Structure taxonomic composition and implications for the interpretation of Precambrian stromatolites. *Precambrian Research*, 56:275-290.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Divisão CYANOPHYTA Sachs 1874

Classe Cyanophyceae Sachs 1874

Ordem Chroococcales Weststein 1924

Subfamília Aphanothecoidea Komárek & Anagnostidis 1995

Família Synechococcaceae Komárek & Anagnostidis 1995

Gênero *Aphanothece* Nägeli 1849.

***Aphanothece castagnei* (Brébisson) Rabenhorst 1865**

Flora Europaea Algarum, 2:64, 1865.

Basinômio: *Gloethece heufleri* Grunow 1863.

Características: Colônias arranjadas de forma irregular envoltas por uma bainha mucilaginosa homogênea e incolor. Células esféricas ou alongadas arrumadas de maneira aleatória com coloração azul esverdeada, conteúdo homogêneo e formato variando de oblongas a esféricas.

Medidas: Diâmetro celular: (1,6) 2,1 (2,5) μm .

Comprimento: (3,7) 4,4 (5,1) μm .

***Aphanothece clathrata* West & West 1906**

Natural Klasse, Abstracta, I., 163(3): 169-139, 1906.

Basinômio: *Aphanothece gracilis* Schiller 1954.

Características: Colônia irregular envolta por uma bainha transparente e uniforme. Células elipsóides densamente concentradas, dispostas de forma irregular, com coloração verde claro, conteúdo celular homogêneo.

Medidas: Diâmetro celular: (0,8) 0,9 (1,0) μm .

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Comprimento celular: (2,5) 2,8 (3,1) μm .

***Aphanothece conglomerata* Rich 1932**

Transactions of the Royal Society of South Africa, 20 (Pt. 20): 149-188, 1932.

Basinômio: *Microcystis elebans* Fremy 1930, *Microcystis elebans* var. minor Nygaard 1920.

Características: Colônia irregular envolvida por uma bainha mucilaginosa difluente. Composta por várias subcolônias rodeadas por um envelope mucilaginoso hialino firme. Células oblongas e algumas arredondadas, com conteúdo celular granuloso e coloração verde escuro.

Medidas: Diâmetro celular: (3,9) 4,3 (4,7) μm .

Comprimento celular: (5,6) 5,9 (6,1) μm .

***Aphanothece halophytica* Frémy 1933**

Mémoires de la Société Nationale des Sciences Naturelles et Mathématiques,

54(41): 1-2, 1933.

Características: Colônia irregular envolta por uma bainha mucilaginosa, hialina, firme e distinta. Células oblongas e arredondadas na extremidade, conteúdo celular homogêneo apresentando coloração verde-azulada. As colônias apresentam grande quantidade de células dispersas dentro de um material mucilaginoso.

Medidas: Diâmetro celular: (3,1) 3,6 (4,2) μm .

Comprimento celular: (11,3) 12,9 (14,4) μm .

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

***Aphanothece marina* (Ercegović) Komárek & Anagnostidis, 1995**

Preslia Praha, 67: 15-23, 1995.

Características: Colônias compostas por duas ou mais célula, envolta por bainha mucilaginosa fina. Células oblongas com conteúdo esverdeado homogêneo.

Medidas: Diâmetro celular: (2,0) 3,1 (4,2) μm .

Comprimento celular: (6,2) 6,7 (7,2) μm .

***Aphanothece salina* Elenkin et Danilov 1915**

Berichten Deutsch Botany Gesellschaft, 32 (5): 339-35, 1915.

Basinômio: *Microcystis salina* (Voronichin) Elenking 1938.

Características: Colônia formada por células dispersa de maneira irregular, dentro de uma mucilagem com formato oval alongado. As células são cilíndricas apresentando conteúdo granuloso e coloração esverdeada.

Medidas: Diâmetro celular: (2,0) 3,0 (4,1) μm .

***Aphanothece saxicola* Nägeli 1849**

Gattungen Eizelliger Algen Physiologisch und Systematische Bearbeitet, P.59, 1849.

Basinômio: *Aphanothece subachroa* Hansgird 1849.

Características: Colônias arredondadas, com células agrupadas, limitadas por uma bainha mucilaginosa homogênea. As células são oblongas e arredondadas nas extremidades, contém conteúdo celular ligeiramente granuloso e coloração azul esverdeada.

Medidas: Diâmetro celular: (1,0) 1,7 (1,4) μm .

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Comprimento celular: (2,8) 3,4 (4,1) μm .

***Aphanothece stagnina* (Sprengel) A. Braun in Rabenhorst 1863**

Flora Europaea Algarum, 2:66, 1863.

Basinômio: *Cocchloris stagnina* Sprengel 1807; *Aphanothece prasia* A. Braun 1863; *Psiscinalis* Rabenhorst 1865; *A. mooreana* (Harvey) Lagerheim 1883; *A. tuberculata* (Areschoug) Forti 1907; *Microcystis roeseana* (De Bary) Elenkin 1938.

Características: Colônias de formato irregular, envolta por uma bainha mucilaginosa bem definida. As células formando colônias são densamente reunidas e isoladas apresentam uma bainha arredondada, células oblonga e elipsóide, com coloração verde-clara.

Medidas: Diâmetro celular: (2,4) 3,3 (4,1) μm .

Comprimento celular: (6,2) 8,2 (10,3) μm .

Subfamília Aphanothecoidea Komárek & Anagnostidis 1995.

Gênero Gloethece Nägeli 1849.

***Gloethece vibrio* N. Carter 1922**

Proceedings Royal Society London, 302 p., 1922.

Características: As células em formato de foice, de coloração verde azulada. Encontram-se agrupadas em colônia com células esparsas. A colônia é envolvida por mucilagem.

Medidas: Diâmetro celular: (1,0) 1,2 (1,4) μm .

Comprimento celular: (3,0) 3,4 (3,7) μm .

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Subfamília: Synechococcoideae Komárek & Anagnostidis 1999.

Gênero: *Synechococcus* Nägeli 1849.

***Synechococcus salinarum* Komárek 1956**

Acta University of North Carolina at Wilmington – Biológica, 2 (1): 91-123, 1956.

Características: Células solitárias apresentando um formato cilíndrico bem alongado, com coloração esverdeada e conteúdo celular homogêneo ou pouco granuloso. Presença de uma bainha mucilaginosa muito fina de difícil visualização microscópica.

Medidas: Diâmetro celular: (2,0) 2,5 (3,1) μm .

Comprimento celular: (10,3) 6,2 (12,3) μm .

Família Chroococcaceae Nägeli 1849

Gênero *Chroococcus* Nägeli 1849

***Chroococcus microscopicus* Komárková – Legnerová & Cromberg 1994**

Archiv für Hydrobiologie Algological Studies, 72: 13-51, 1994.

Características: Colônias microscópicas envoltas por uma bainha mucilaginosa difluente. Células esféricas de coloração esverdeada e conteúdo homogêneo.

Medidas: Diâmetro celular: (0,7) 0,8 (1,0) μm .

***Chroococcus minimus* (Keisseler) Lemmermann 1904**

Arkiv für Botanik, 2 (2): 1-209, 1904.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Basinômio: *Chroococcus minutus* var. *minimus* Keisseler 1901. *C. dispersus* var. *minor*. G. M. Smith 1920; *Gloeocapsa minima* (Keisseler) Hollerbach in Elenking 1938; *Microcystis chroococcoideae* var. *minor* Nygaard 1949; *Gloeocapsa f. Smithii* Hollerbach et al. 1953.

Características: Colônias envoltas por uma bainha mucilaginosa transparente. Células esféricas com conteúdo homogêneo e coloração esverdeada. Presença de um envelope mucilaginoso individual.

Medidas: Diâmetro celular: (1,0) 1,5 (2,0) µm.

***Chroococcus minor* (Kützing) Nägeli 1849**

Neue Denkschriften der Allgemeinen Schweizerischen Gesellschaft für die Gesamten Naturwissenschaften, 10 (7), 1849.

Características: Colônias microscópicas gelatinosas, compostas por grupos pares de células até oito indivíduos, raramente solitárias. Células esféricas, hemisféricas com conteúdo homogêneo e coloração esverdeada. Presença de um envelope mucilaginoso.

Medidas: Diâmetro celular: (3,0) 3,6 (4,2) µm.

***Chroococcus minutus* (Kützing) Nägeli 1849**

Neue Denkschriften der Allgemeinen Schweizerischen Gesellschaft für die Gesamten Naturwissenschaften, 10 (7), 1849.

Basinômio: *Protococcus minutus* Kützing 1843; *Chroococcus virescens* Hantzsch in Habenhorst 1865; *Gloeocapsa minuta* (Kützing) Hollerbach in Elenking 1938.

Características: Colônias microscópicas, envoltas por uma bainha hialina homogênea, incolor. Células esféricas ou com conteúdo granuloso e coloração esverdeada. As colônias são formadas por 2-8 células.

Medidas: Diâmetro celular: (4,1) 7,2 (10,3) µm.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

***Chroococcus turgidus* (Kützing) Nägeli 1849**

Neue Denkschriften der Allgemeinen Schweizerischen Gesellschaft für die Gesamten Naturwissenschaften, 10 (7). 1849.

Basinômio: *Chroococcus dinidiatus* (Kützing) Nägeli 1849 = *Anacystis dimidiata* (Kützing) Drouet et Daily 1952; *Gloeocapsa turgida* (Kützing) Hollerbach in Elenkin 1938; *Chroococcus turgidus* var. *maximus* Nygaard 1926; *Protococcus turgidus* Kützing 1846.

Características: Colônias esféricas envoltas por uma bainha hialina. Células com formato esférico ou hemisférico com conteúdo granular e coloração azul esverdeada.

Medidas: Diâmetro celular: (7,0) 9,8 (12,6) µm.

Gênero *Gloeocapsopsis* (Geitler) Komárek 1993

***Gloeocapsopsis crepidinum* (Geitler) Komárek 1993**

Bulletin Nature Science Museum Tokyo, Ser. B., 19(1): 19-37, 1993.

Basinômio: *Protococcus crepidinum* Thuret 1854; *Gloeocapsa crepidinum* (Thuret) Thuret 1876; *Pleurocapsa crepidinum* (Thuret) Ercegovič 1930.

Características: Colônias com formato irregular, compostas por várias subColônias subesféricas, envoltas por bainha mucilagínosa, não lamelada. Células esféricas com conteúdo homogêneo de coloração pálida azul esverdeado.

Medidas: Diâmetro celular: (4,0) 5,0 (6,0)µm.

***Gloeocapsopsis magma* (Brébisson) Komárek & Anagnostidis 1986**

Archiv für Hydrobiologie Algological Studies 43: 157-226, 1986.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Basinômio: *Protococcus magma* (Brébisson) Brébisson & Gedey 1936; *Pleurococcus magma* (Brébisson) Meneghine 1843; *Gloeocapsa magma* (Brébisson) Kützing 1846, Hollerbach 1924; *Chroococcus simmeri* Schmidle 1899; *Gloeocapsa magma* var. *Simmeri* (Schmidle) Nováček & Geitler 1932.

Características: Colônias amorfas envoltas por uma bainha mucilaginosa fina. Células com formato esférico, com conteúdo homogêneo e coloração verde-azulada.

Medidas: Diâmetro celular (2,5) 3,3 (4,0) µm.

Gênero *Cyanosarcina* Kováčik 1988

***Cyanosarcina thalassia* Anagnostidis & Pantazidou 1991**

Archiv für Hydrobiologie Algological Studies, Supplement, 64: 141-157, 1991.

Características: Colônias de formato cúbico, com várias células agrupadas. Células esféricas ou hemisféricas, com conteúdo granular e coloração azul esverdeada.

Medidas: Diâmetro celular: 2,0-3,0µm.

Gênero *Pseudocapsa* Ercegovic 1925

***Pseudocapsa sphaerica* (Proškina-Lavrenko) Kováčik 1988**

Archiv für Hydrobiologie Algological Studies, 50-53: 149 – 190, 1988.

Basinômio: *Myxosarcina sphaerica* Proškina & Lavrenko 1951.

Características: Colônias com várias subcolônias, esféricas de coloração verde azulada, com envelope distinto e delimitado com pouca coloração. Células arranjadas de maneira radial e forma esférica, hemisférica ou esférica segmentar.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Medidas: Diâmetro celular: (4,12) 6,18 (8,24) μm .

Gênero *Entophysalis* Kützing 1843

***Entophysalis conferta* (Kützing) Drouet & Daily 1948**

Lloydia, 11: 77-79, 1948.

Basinômio: *Chlorogloea conferta* (Kützing) Setechell & Gardner 1918.

Características: Colônias grandes, gelatinosas, de coloração amarela brilhante ou verde amarronzado, com bainha colonial densa, incolor ou amarelo pálido. As células são esféricas dispostas irregularmente em fileiras radiais, com conteúdo homogêneo e pálido esverdeado.

Medidas: Diâmetro celular: (0,7)1,1 (1,5) μm

***Entophysalis granulosa* Kützing 1843**

Süßwasserflora von Mitteleuropa Band 191: Cyanoprkaryota 1. Chroococcales, 545p, 1999.

Características: Colônias grandes, gelatinosas, amareladas, compostas de células com bainhas individuais distintas, dispostas irregularmente, com fileiras indistintas. Células esféricas, ou subesféricas, com pálido azul esverdeado e conteúdo homogêneo.

Medidas: Diâmetro celular:(2,4) 3,2 (4,0)

Família Xenococcaceae Ercegovic 1932

Gênero *Xenotholos* Gold – Morgan *et al.*, 1994

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

***Xenotholos keneri* (Hansgirg) Gold – Morgan *et al.*, 1994**

Archiv Protistenk, 144: 383-405, 1994.

Basinômio: *Xenococcus keneri* Hansgirg 1893; *Democarpa keneri* (Hansgirg) Bourrelly 1970.

Características: Colônias hemisféricas formadas por grupos de 4 a 8 células, delimitadas por uma bainha firme homogênea e incolor.

Medidas: Diâmetro celular: (3,7) 4,4 (5,1) μm .

Comprimento celular: (6,1) 6,7 (7,2) μm .

Classe Hormogonae Golubic 1976

Ordem Oscillatoriales Elenkin 1934

Família Pseudanabaenaceae Anagnostidis & Komárek 1988

Subfamília Leptolyngbyoideae Anagnostidis & Komárek 1988

Gênero *Leptolyngbya* Anagnostidis et Komárek 1988

***Leptolyngbya hypolymnetica* (Campbell) Anagnostidis 2001**

Preslia, Praha, 73: 359-375, 2001.

Basinômio: *Phormidium hypolimnéticum*, Campbell 1985.

Características: Filamentos com tricoma único, de bainha fina. Tricomas móveis, frequentemente abandonados por suas bainhas, não constrictos, com células apical arredondada, verde azulados e de conteúdo homogêneo.

Medidas: Diâmetro: (1,0) 1,5 (2,0) μm .

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

***Leptolyngbya tenuis* (Gomont) Anagnostidis & Komárek 1988**

Archiv für Hydrobiologie Algological Studies, Supplement 80 (30): 327-472, 1988.

Basinômio: *Phormidium tenuis* Gomont 1892.

Características: Tricomas retos, geralmente constrictos nos septos transversais, com coloração verde-clara. Células mais compridas que largas, apresentando conteúdo granuloso. Célula apical ligeiramente cônica.

Medidas: Diâmetro celular: (1,4) 1,7 (2,0) μm .

Comprimento celular: (2,8) 3,4 (4,0) μm .

Família Schizothricoideae Forti 1907

Gênero *Schizothrix* Kützing & Gomont 1892

***Schizothrix friesii* (Agardh) Gomont 1892**

Annales des Sciences Naturelles Botanical Serie, 7, 15-16, 1892.

Características: Filamentos simples, com poucos tricomas, apresentando uma bainha de mucilagem fechada nas extremidades. Tricomas constrictos nos septos transversais, células alongadas com conteúdo esverdeado homogêneo.

Medidas: Diâmetro do filamento: (11,3) (18,5) μm .

Diâmetro celular: (2,8) 3,8 (4,9) μm .

Comprimento celular: (7,0) 7,7 (8,4) μm .

Família Phormidiaceae Anagnostidis & Komárek 1988

Subfamília Phormidioideae Anagnostidis & Komárek 1988

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Gênero *Phormidium* Kützing & Gomont 1892

***Phormidium okenii* (Gomont) Aagnostidis & Komárek 1988**

Archiv für Algological Studies, Supplement 80 (30): 327 – 472, 1988.

Basinômio: *Oscillatoria okenii* Agarth & Gomont 1892.

Características: Filamentos flexuosos constrictos nos septos transversais, atenuados no ápice. Células mais largas que longas apresentando conteúdo granuloso. Os filamentos apresentam bainha de mucilagem.

Medidas: Diâmetro celular: (5,8) 6,4 (7,2) µm.

Comprimento celular: (3,1) 3,6 (4,1) µm.

***Phormidium* sp.**

Características: Filamento esverdeado, com tricoma não constricto ao nível de septos transversais. Célula apical pontuda, conteúdo granular finamente granuloso.

Medidas: Diâmetro: (3,0) 4,0 (5,0) µm

Comprimento celular: (4,0) 5,0 (6,0)

Subfamília Microcoleoideae Hansgird 1892

Gênero *Microcoleus* Desmazières & Gomont 1892

***Microcoleus chthonoplastes* Thurex & Gomont 1892**

Annales des Sciences Naturelles Botanical, 15:353, 1892.

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Características: Vários tricomas reunidos em uma bainha mucilaginosa aberta nas extremidades. Os tricomas são constrictos nos septos transversais. Células mais longas que largas, com conteúdo granuloso e coloração verde escuro.

Medidas: Diâmetro celular: (3,5) 4,5 (5,6) μm .

Comprimento celular: (5,6) 6,4(7,2) μm .

Família Spirulinoideae 1907

Gênero *Spirulina* Turpin & Gomont 1892

***Spirulina subsalsa* (Oersted) Gomont 1892**

Annales des Sciences Naturelles Botanical, 7, 16: 91-264, 1892.

Características: Tricomas em espiras regulares, densas que se tocam em toda sua extensão. Conteúdo celular granuloso.

Medidas: Diâmetro do tricoma: (0,6) 1,8 (3,0) μm .

Comprimento celular: (2,0) 2,3 (2,6) μm .

Família Oscillatoriaceae Gomont 1892

Subfamília Oscillatorioideae Gomont 1892

Gênero *Oscillatoria* (Vauch) Gomont 1892

Apêndice A – Sistemática e descrição dos taxa cianobacterianos observadas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, RJ.

Oscillatoria sp.

Características: Tricoma reto, constricto nos septos transversais, não atenuados, com conteúdo finamente granuloso.

Medidas: Diâmetro do tricoma: (5,0) 6,5 (8,0) μm .

Comprimento celular: (1,0) 1,5 (2,0) μm .

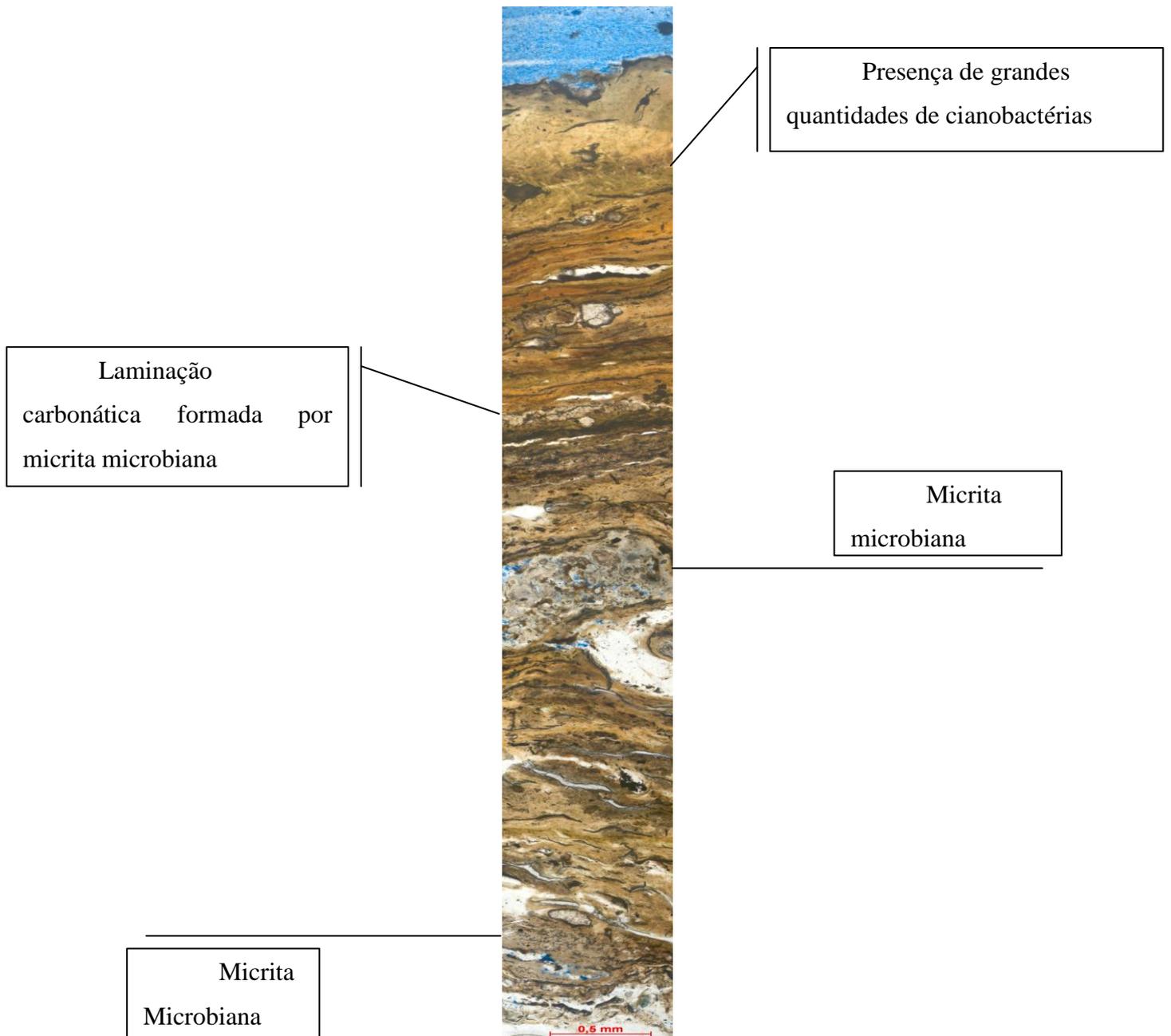
Apêndice B – Perfil das esteiras microbianas laminadas encontradas da Salina Julieta.

Figura 1: Perfil da esteira microbiana Tipo 2 lisa a partir da fotomicrografia de uma lâmina petrográfica, fotografando segmentos de 0,5 mm da base para o topo com aumento de 10x.

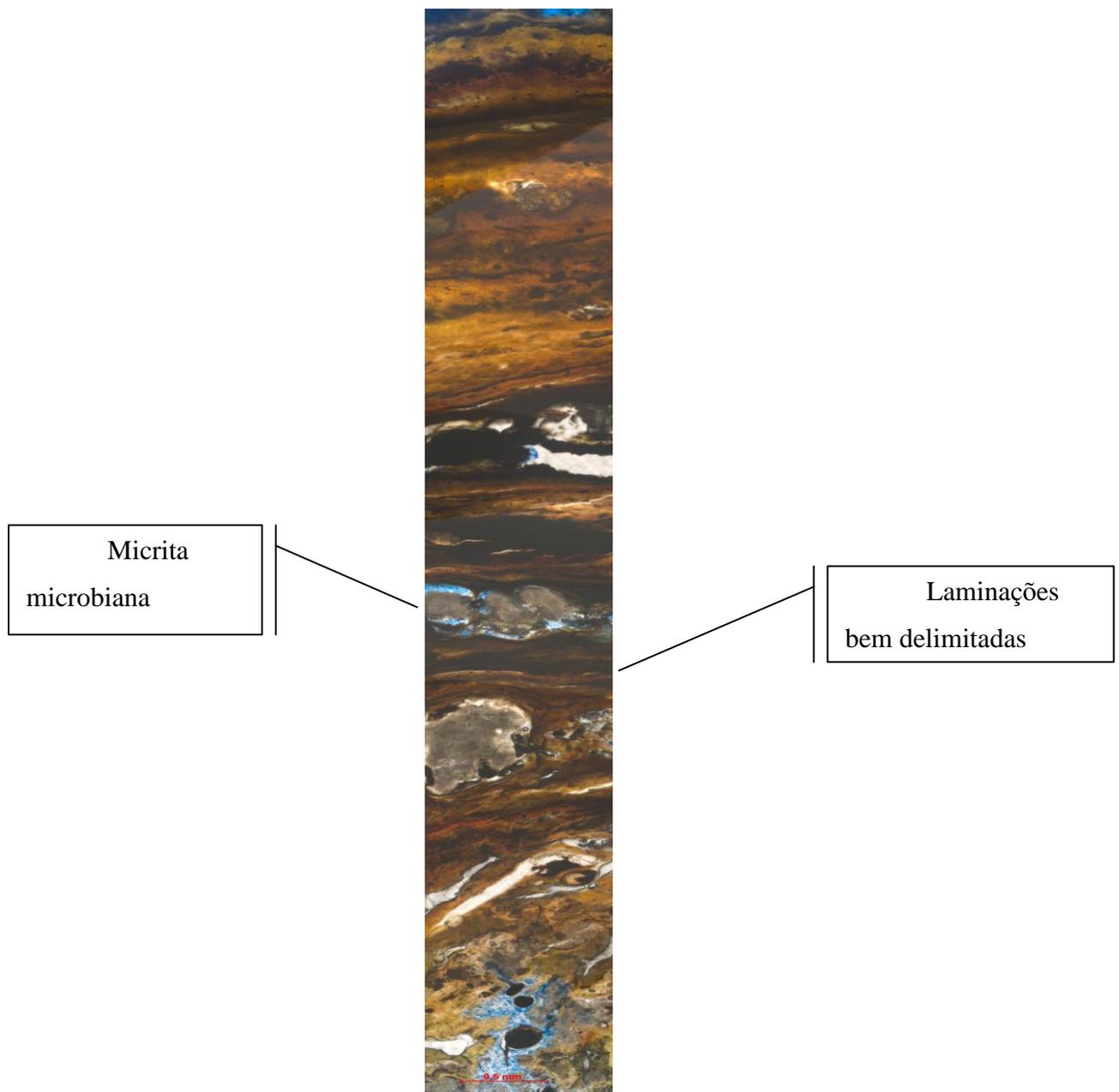
Apêndice B – Perfil das esteiras microbianas laminadas encontradas da Salina Julieta.

Figura 2: Perfil da esteira microbiana Tipo 2 coliforme a partir da fotomicrografia de uma lâmina petrográfica, fotografando segmentos de 0,5 mm da base para o topo com aumento de 10x.

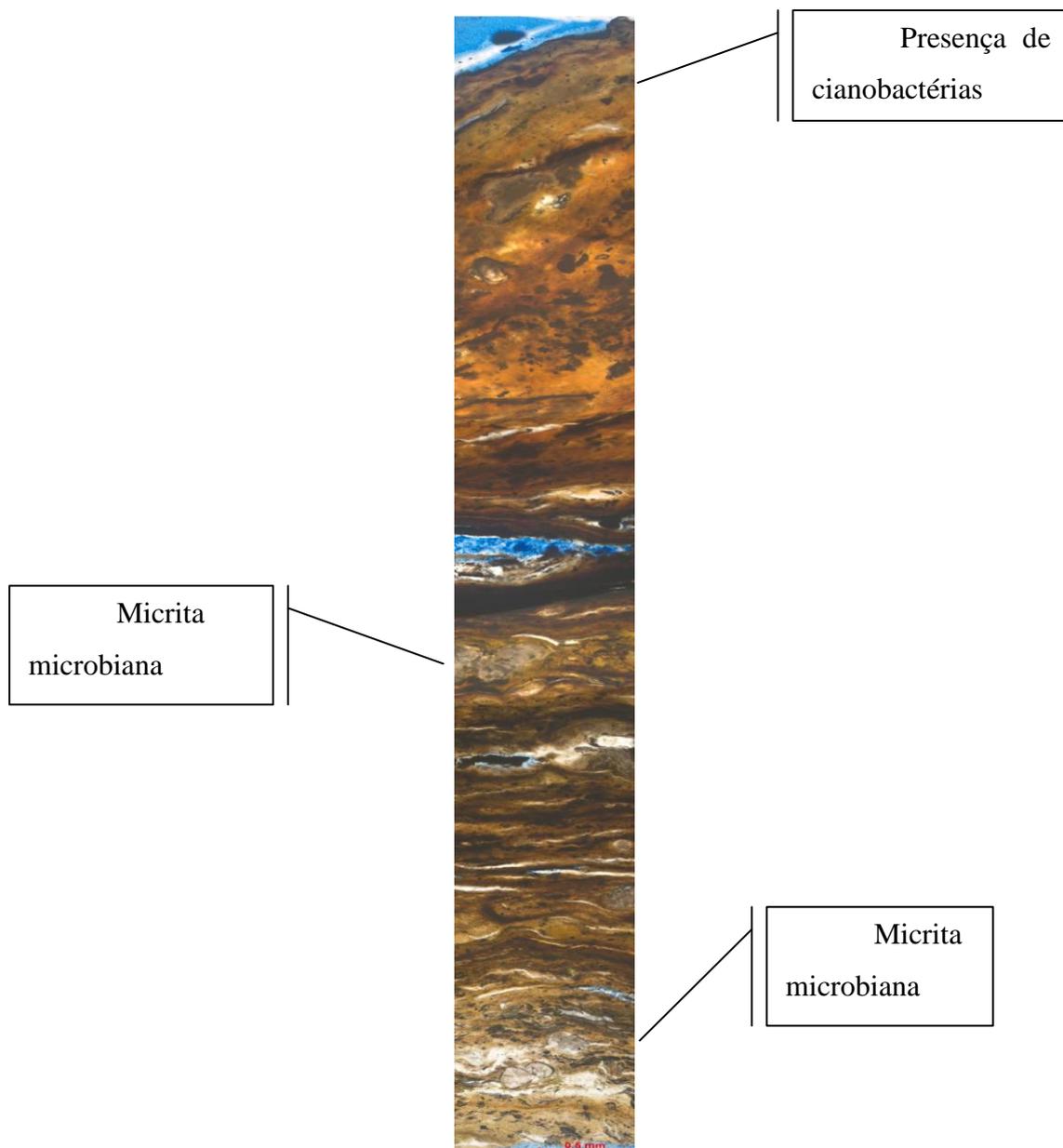
Apêndice B – Perfil das esteiras microbianas laminadas encontradas da Salina Julieta.

Figura 3: Perfil da esteira microbiana Tipo 2 poligonal a partir da fotomicrografia de uma lâmina petrográfica, fotografando segmentos de 0,5 mm da base para o topo com aumento de 10x.

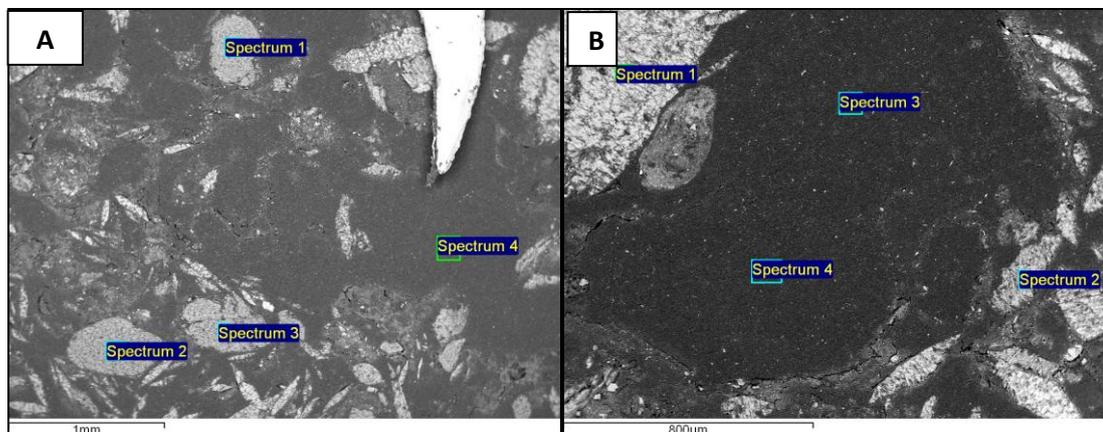
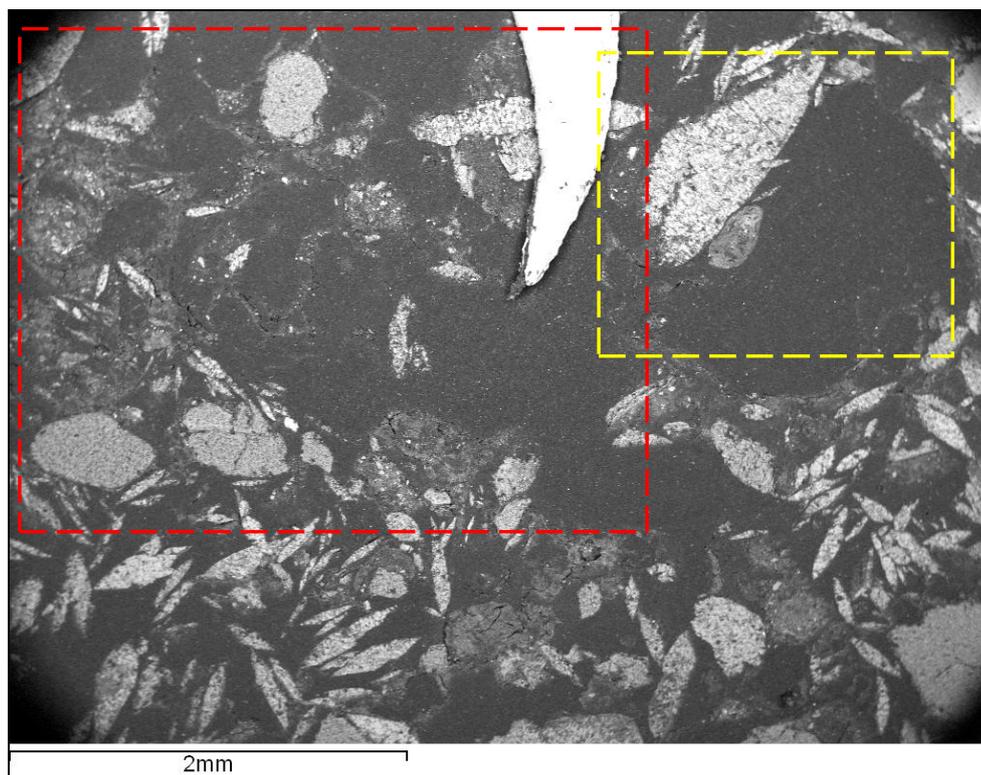
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Figura 1: MEV de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 1 lisa, sendo feita análises de EDS nas regiões delimitadas em vermelho e amarelo. A: Aspecto geral da lâmina; B: Detalhe da região vermelha; C: Detalhe da região amarela.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Si	46,39	99,25	SiO ₂	Si	46,25	98,93	SiO ₂
Fe	0,59	0,75	FeO	Fe	0,83	1,07	FeO
O	53,02			O	52,92		
Total	100			Total	100		

PONTO 3				PONTO 4			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Si	46,4	99,26	SiO ₂	C			
Fe	0,57	0,74	FeO				
O	53,03						
Total	100						

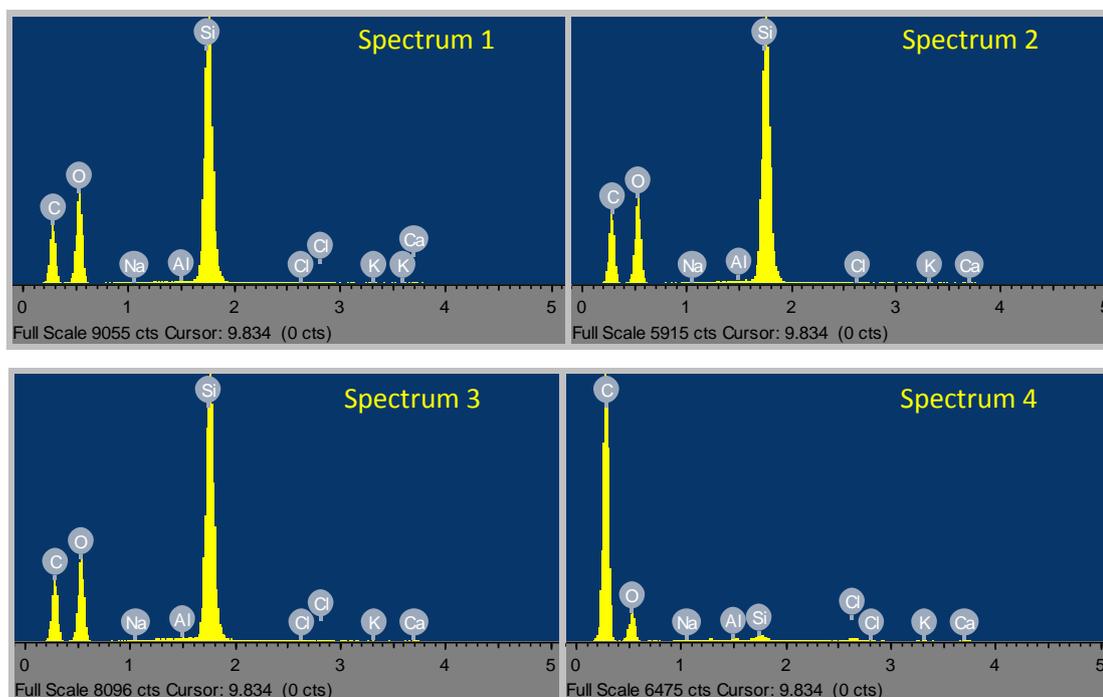


Figura 2: Análise de EDS na área delimitada por vermelho na Figura 1, verificando a presença de grãos de quartzo (spectrum 1, 2 e 3) e conteúdo orgânico (spectrum 4). Lâmina recoberta por uma fina camada de carbono para a análise.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
S	24,24	60,52	SO ₃	Na	0,38	0,51	Na ₂ O
Ca	28,21	39,48	CaO	Si	0,86	1,85	SiO ₂
O	47,55			S	23,36	58,34	SO ₃
Total	100			Ca	27,02	37,80	CaO
				Fe	1,17	1,50	FeO
				O	47,21		
				Total	100		

PONTO 3				PONTO 4			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
C				C			

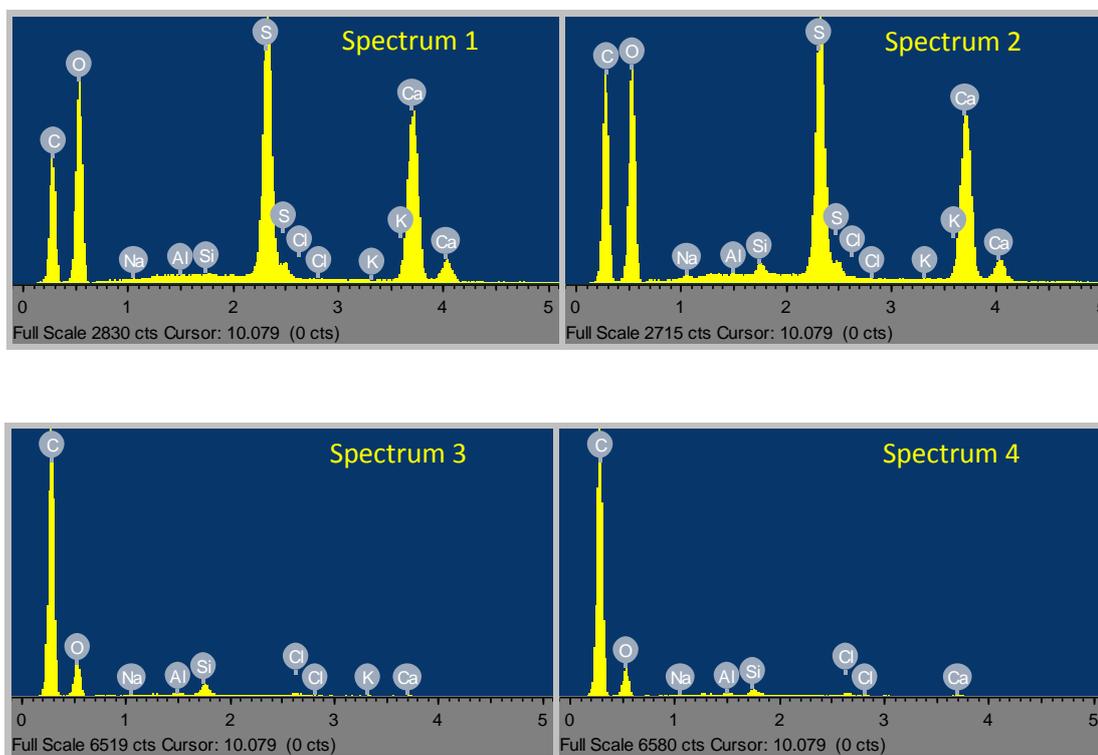
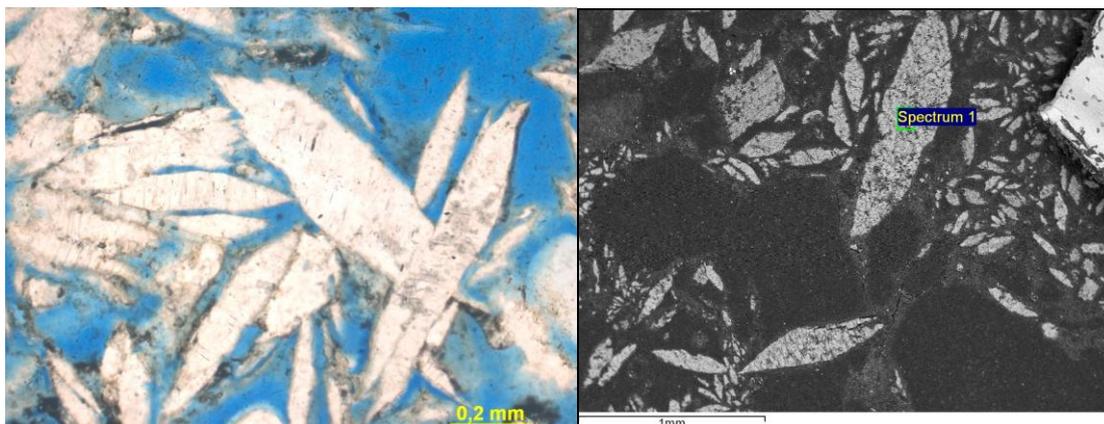


Figura 3: Análise de EDS na área delimitada por amarelo na Figura 1, verificando a presença de cristais de gipsita (spectrum 1 e 2) e envolto por uma matriz orgânica (spectrum 3 e 4). Lâmina recoberta por uma fina camada de carbono.

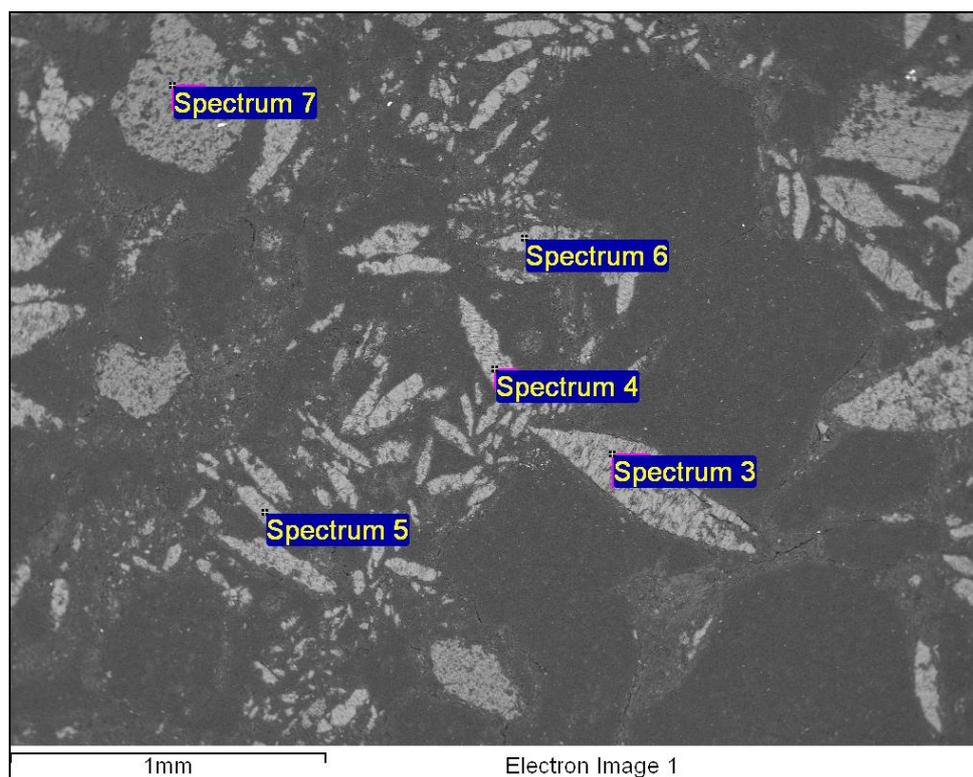
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
S	24,39	60,90	SO ₃
Ca	27,95	39,10	CaO
O	47,66		
Total	100		

Figura 4: Cristais de gipsita de esteiras microbianas Tipo 1 lisa (reservatório concentrador, # 4) observados ao microscópio petrográfico, MEV e seu EDS (spectrum 1), mostrando sua estrutura e confirmando sua composição.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 3				PONTO 4			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
S	24,52	61,23	SO ₃	S	24,54	61,28	SO ₃
Ca	27,71	38,77	CaO	Ca	27,67	38,72	CaO
O	47,77			O	47,79		
Total	100			Total	100		

PONTO 5				PONTO 6			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Mg	1,19	1,97	MgO	S	24,42	60,98	SO ₃
Si	0,97	2,08	SiO ₂	Ca	27,89	39,02	CaO
S	23,30	58,18	SO ₃	O	47,69		
Ca	26,49	37,07	CaO	Total	100		
Fe	0,55	0,7	FeO				
O	47,50						
Total	100						

PONTO 7			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Si	46,25	98,94	SiO ₂
Fe	0,82	1,06	FeO
O	52,93		
Total	100		

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

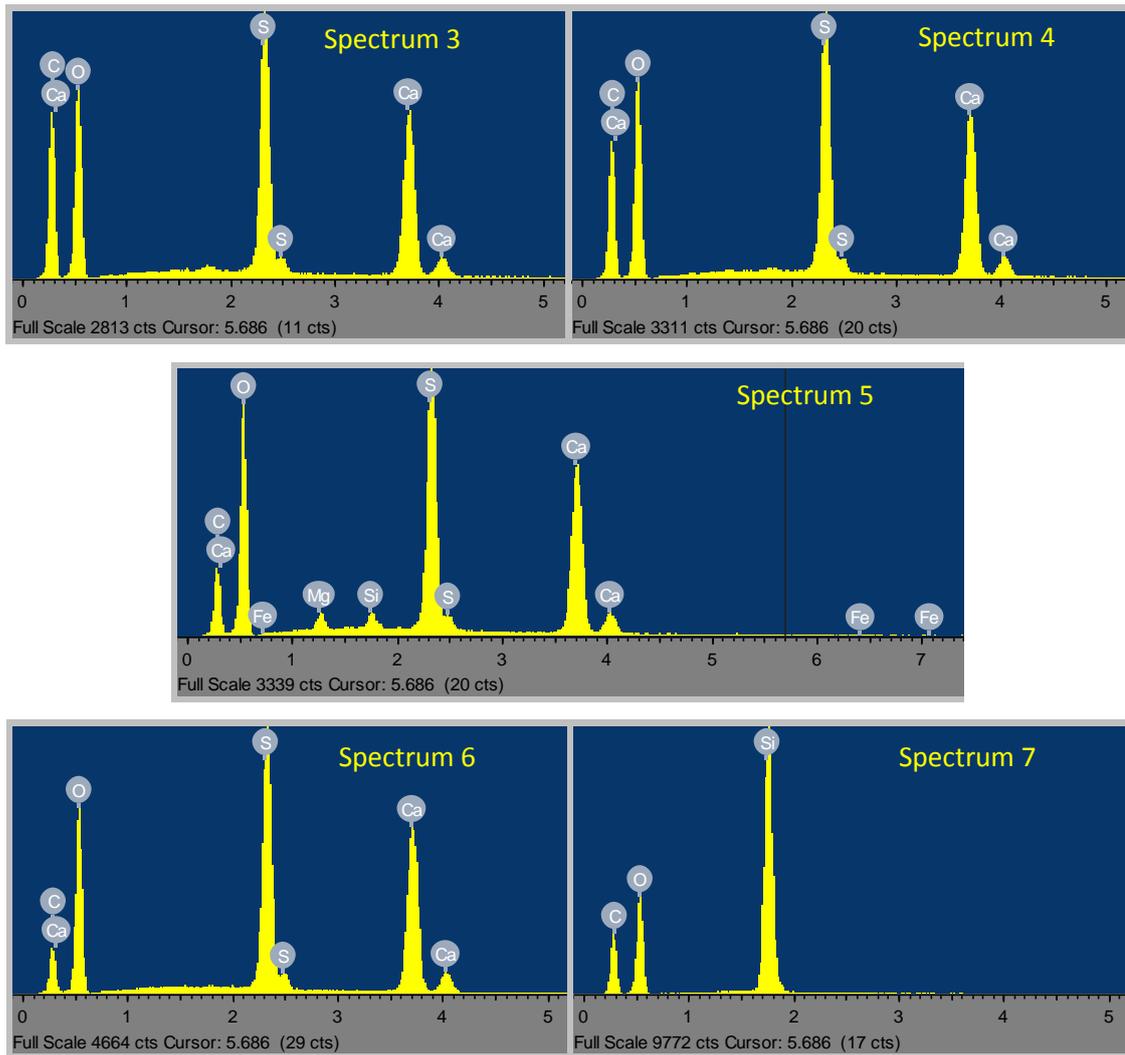
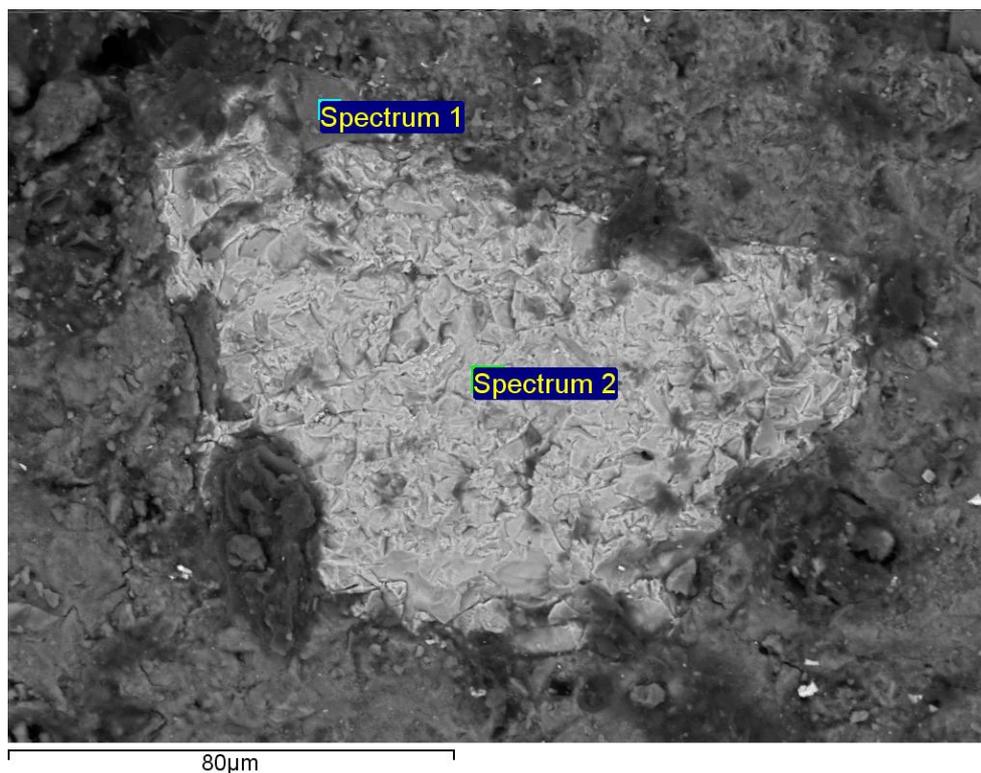


Figura 5: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 1 lisa do reservatório concentrador (#3), onde se observa a presença de gipsita (spectrum 3, 4, 5 e 6) e grãos de quartzo (spectrum 7) nestas estruturas. Lâmina recoberta por uma fina camada de carbono para a análise.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	0,89	1,20	Na ₂ O	Ca	0,30	0,42	CaO
Mg	9,95	16,49	MgO	Fe	77,41	99,58	FeO
Al	5,12	9,68	Al ₂ O ₃	O	22,29		
Si	15,21	32,55	SiO ₂	Total	100		
S	0,77	1,93	SO ₃				
Cl	0,64	0,00					
K	3,43	4,13	K ₂ O				
Ca	0,70	0,99	CaO				
Ti	0,96	1,60	TiO ₂				
Fe	23,94	30,80	FeO				
O	38,38						
Total	100						

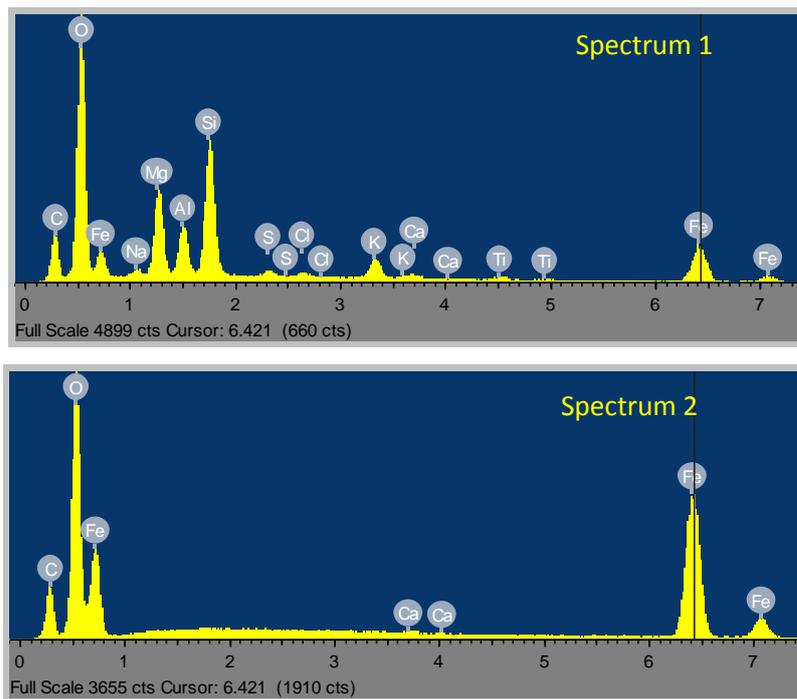
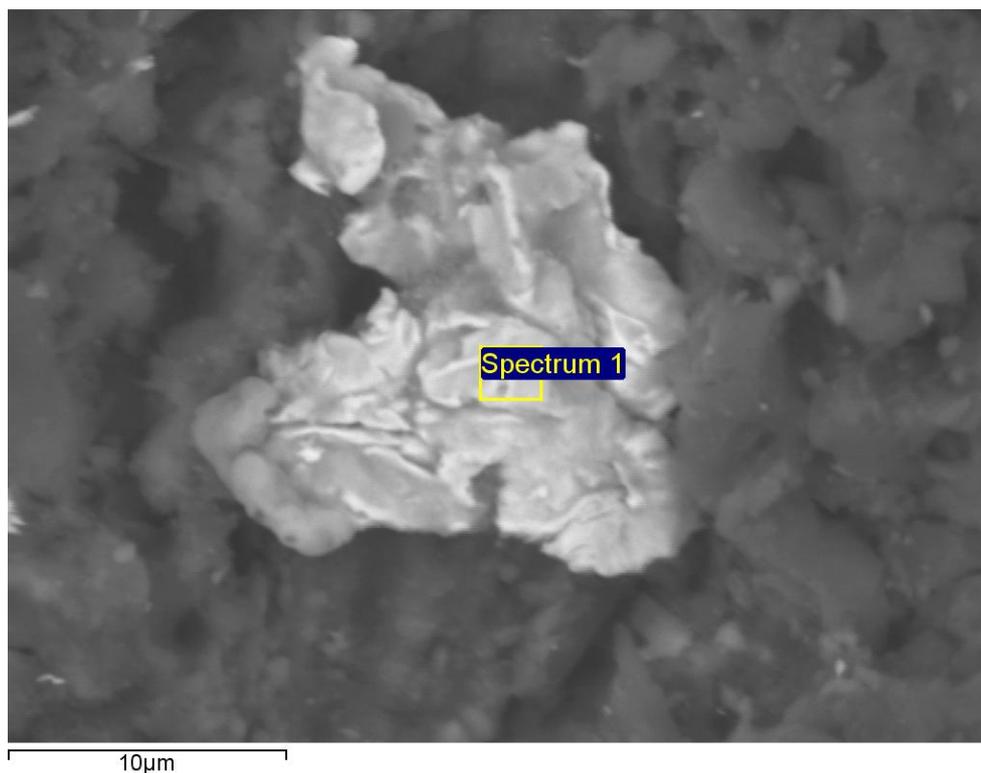
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Figura 6: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de um grão de quartzo (spectrum 1) e ferro (spectrum 2).

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Si	0,57	1,23	SiO ₂
Mn	0,51	0,66	MnO
Fe	76,27	48,58	FeO
O	22,65		
Total	100		

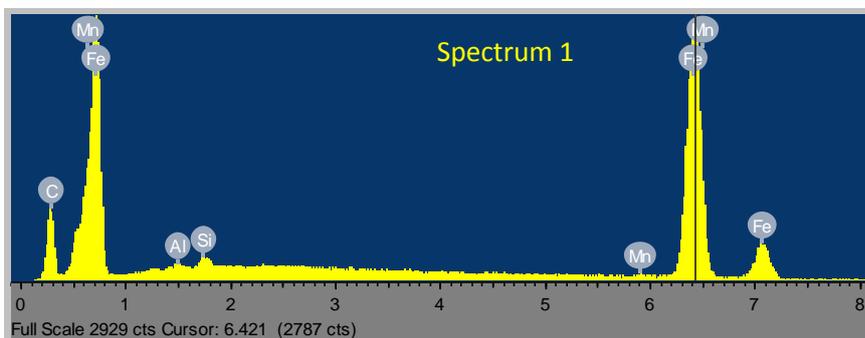
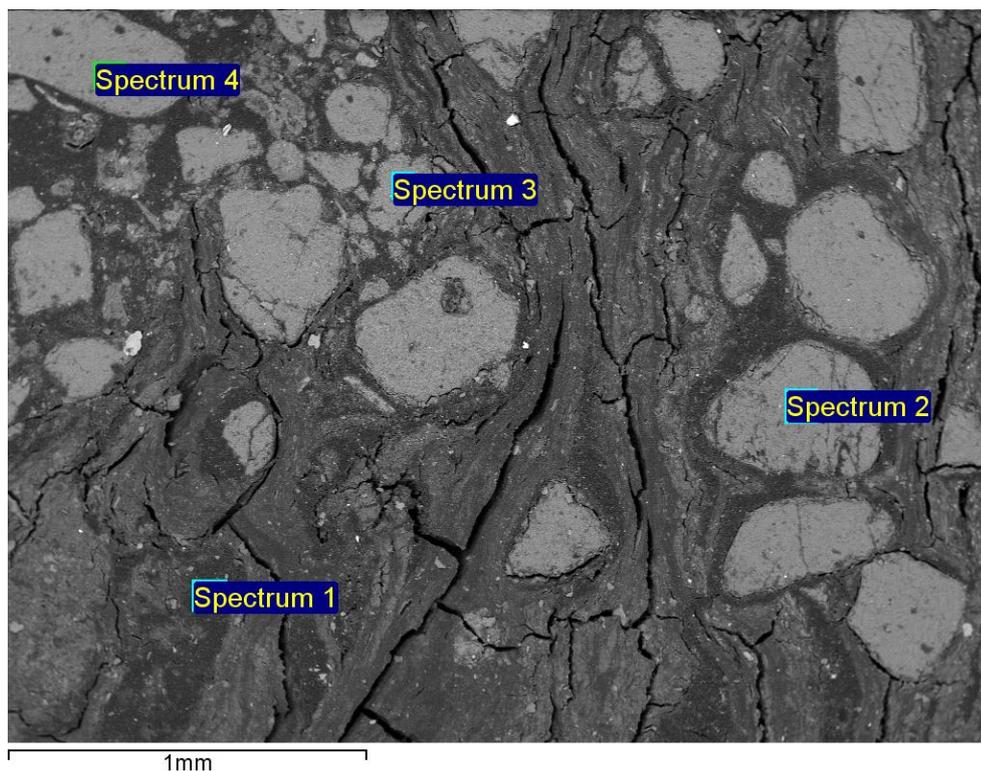


Figura 7: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de alto teor de ferro (spectrum 2).

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
C				Mg	0,17	0,28	MgO
				Al	0,18	0,34	Al ₂ O ₃
				Si	46,46	99,39	SiO ₂
				O	53,20		
				Total	100		

PONTO 3				PONTO 4			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Al	0,22	0,42	Al ₂ O ₃	Na	0,19	0,25	Na ₂ O
Si	46,55	99,58	SiO ₂	Mg	0,21	0,35	MgO
O	53,23			Al	0,33	0,62	Al ₂ O ₃
Total	100			Si	46,17	98,77	SiO ₂
				O	53,10		
				Total	100		

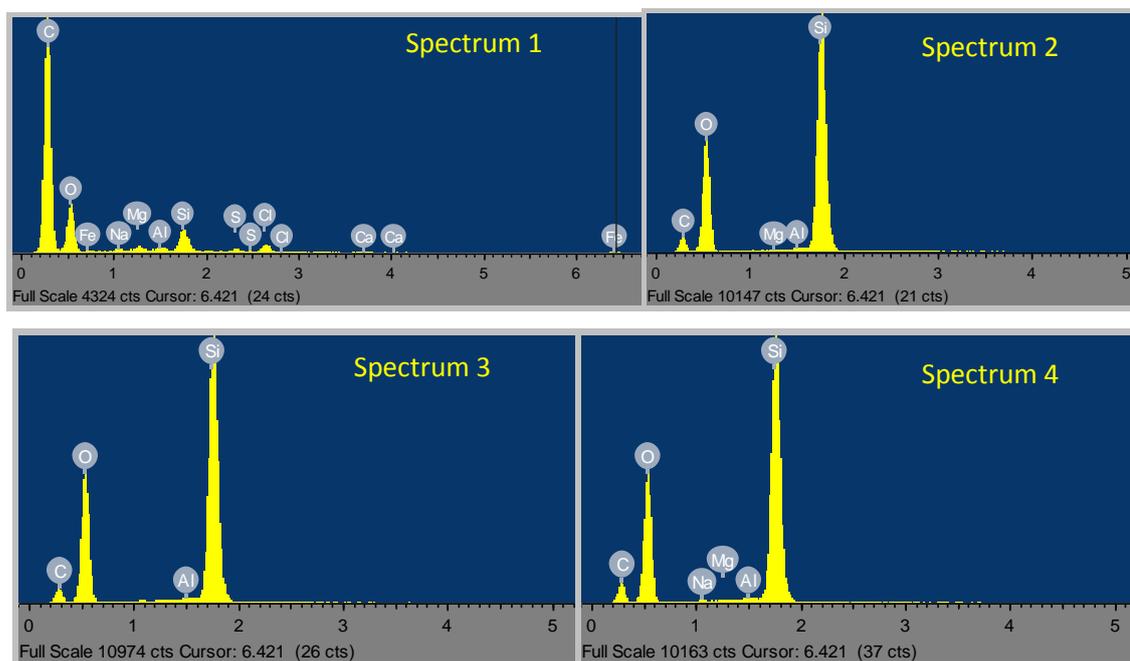
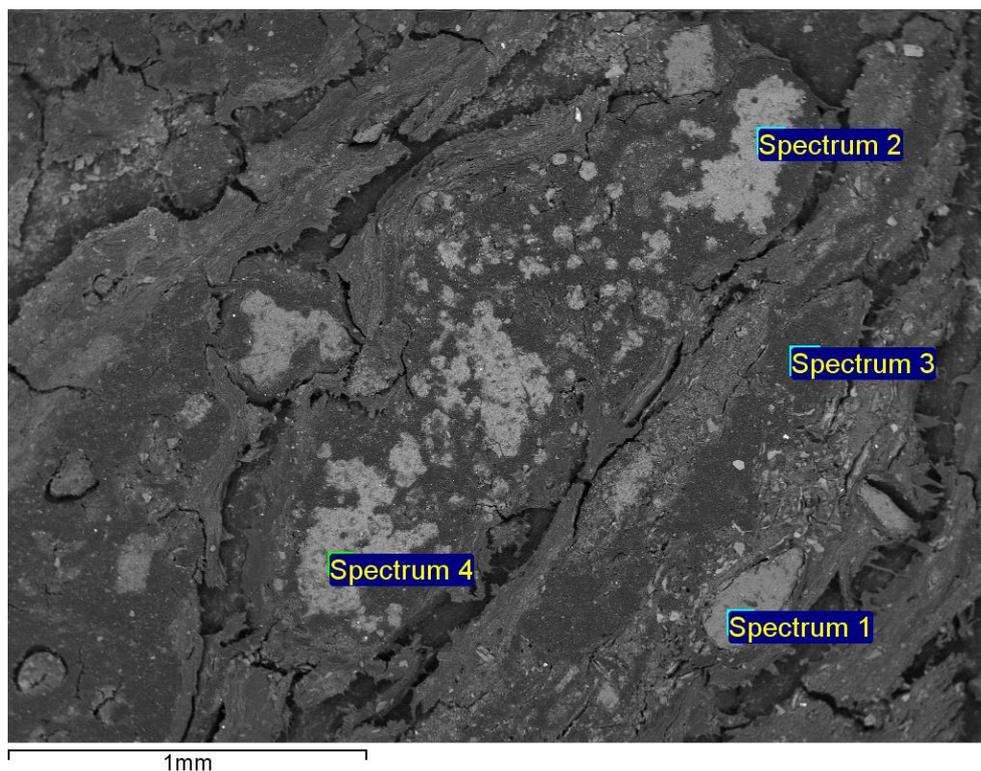
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Figura 8: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de conteúdo orgânico (spectrum 1) e grãos de quartzo (spectrum 2, 3 e 4).

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Mg	0,27	0,45	MgO	Na	1,90	2,55	Na ₂ O
Al	0,25	0,48	Al ₂ O ₃	Mg	1,27	2,11	MgO
Si	46,31	99,07	SiO ₂	Al	0,76	1,44	Al ₂ O ₃
O	53,16			Si	0,84	1,80	SiO ₂
Total	100			S	1,93	4,82	SO ₃
				Cl	0,53	0,00	
				Ca	61,99	86,74	CaO
				O	30,77		
				Total	100		

PONTO 3				PONTO 4			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
C				Na	1,84	2,48	Na ₂ O
				Mg	1,95	3,24	MgO
				Al	0,71	1,34	Al ₂ O ₃
				Si	3,22	6,89	SiO ₂
				S	2,05	5,12	SO ₃
				Cl	0,49	0,00	
				Ca	55,52	77,68	CaO
				Sr	2,35	2,77	SrO
				O	31,88		
				Total	100		

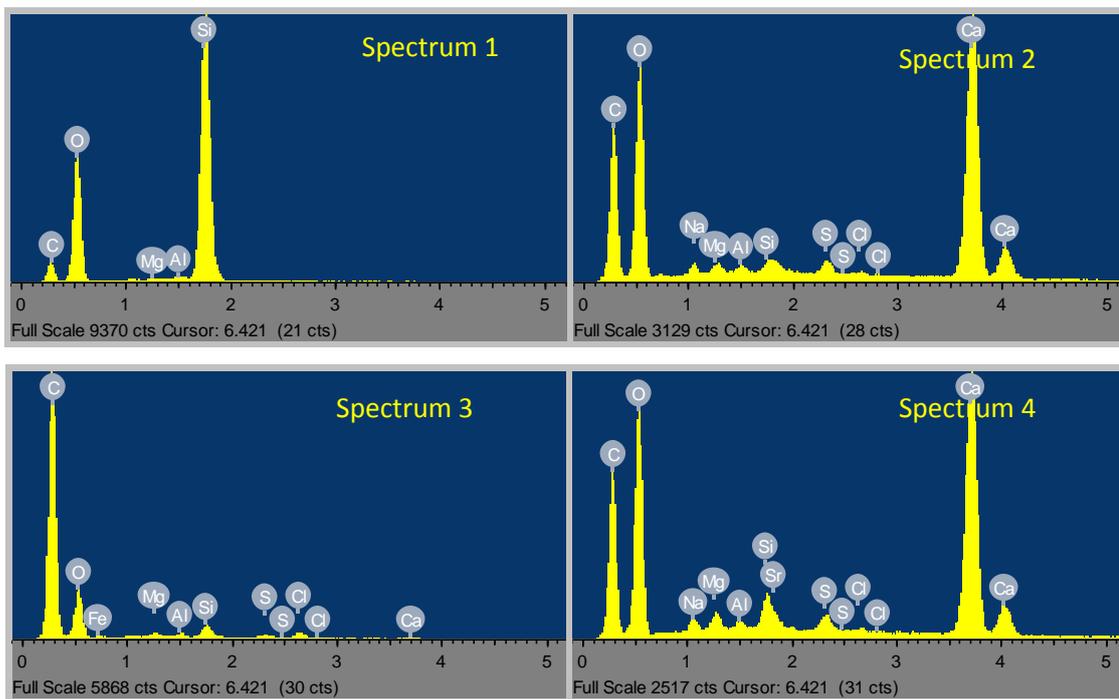
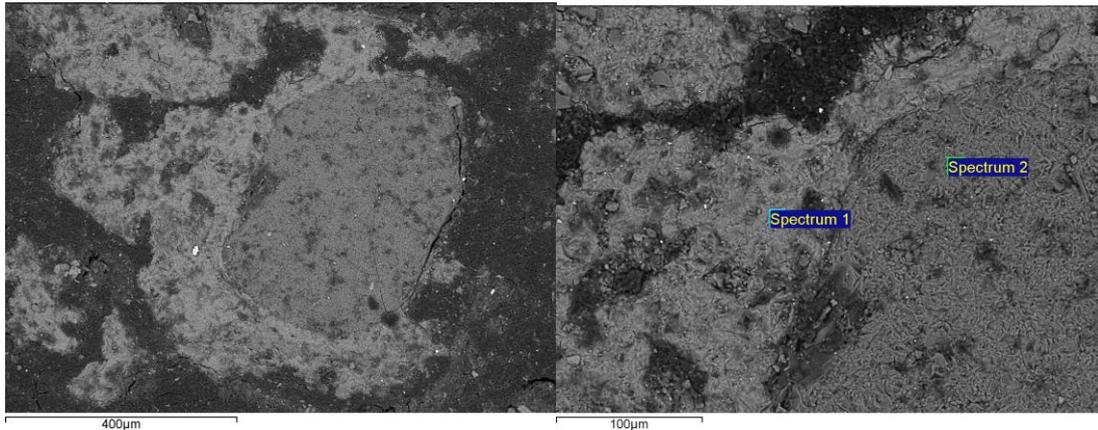
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Figura 9: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de um grão de quartzo (spectrum 1), conteúdo orgânico (spectrum 3) e calcita magnesiana (spectrum 2 e 4).

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	2,06	2,77	Na ₂ O	Mg	0,45	0,37	MgO
Mg	1,21	2,01	MgO	Al	0,26	0,50	Al ₂ O ₃
Al	0,38	0,73	Al ₂ O ₃	Si	45,85	98,09	SiO ₂
Si	1,02	2,17	SiO ₂	Zn	0,54	0,67	ZnO
S	1,03	3,24	SO ₃	O	52,90		
Cl	0,72	0,00		Total	100		
Ca	61,34	85,82	CaO				
Sr	2,15	2,54	SrO				
O	29,83						

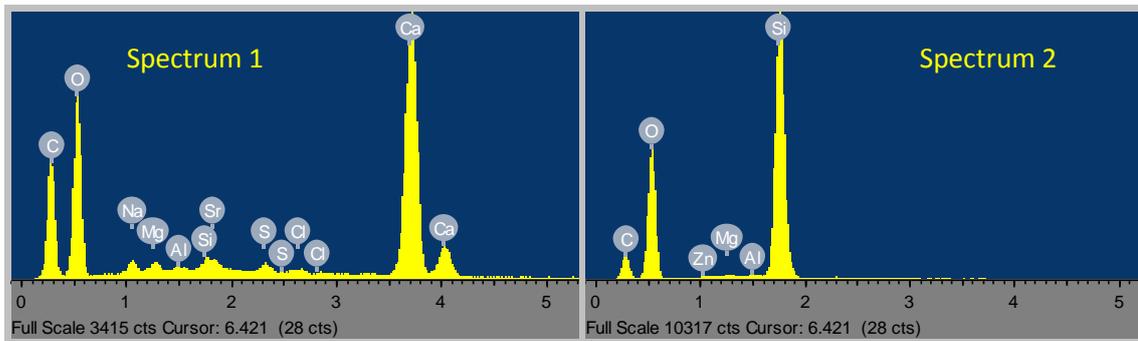
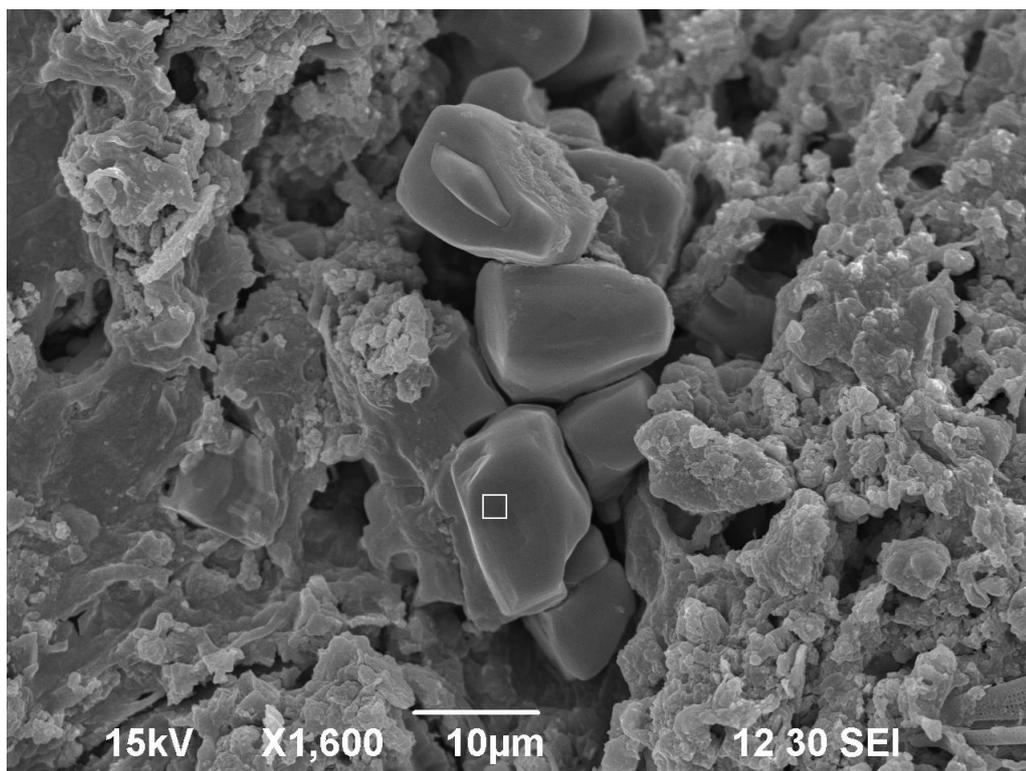


Figura 10: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de calcita magnésiana (spectrum 1) e grão de quartzo (spectrum 2).

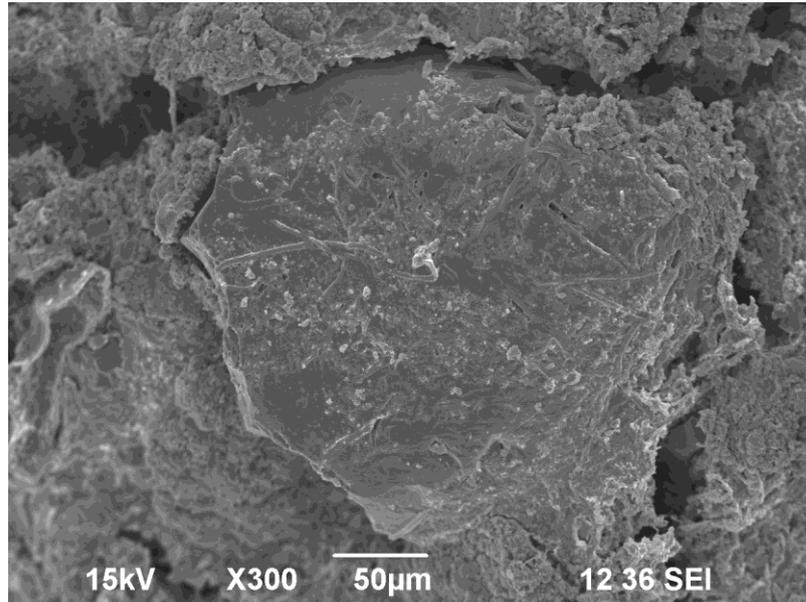
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	25,46	34,32	Na ₂ O
Cl	65,68	0,00	
O	8,86		
Total	100		

Figura 11: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de microcristais de halita dentro de uma matriz orgânica.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Si	46,74	100,00	SiO ₂
O	53,26		
Total	100		

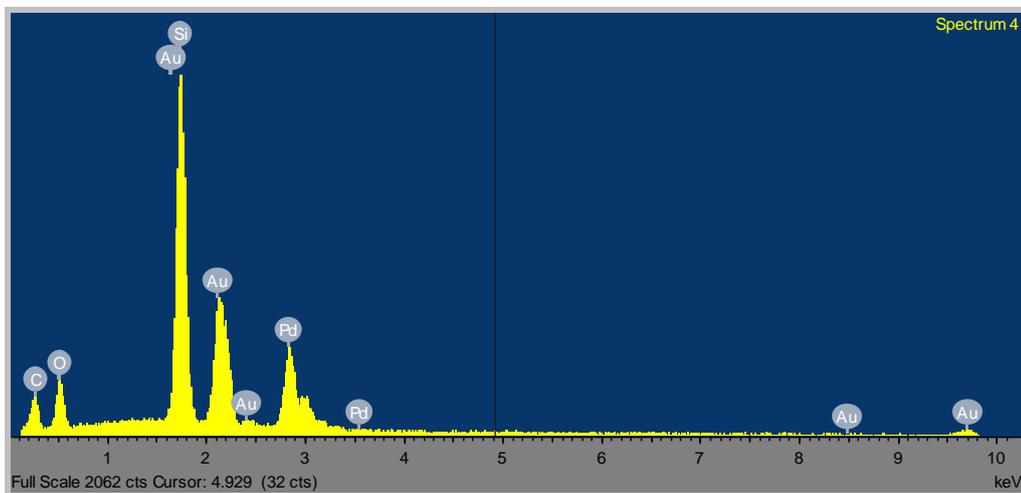
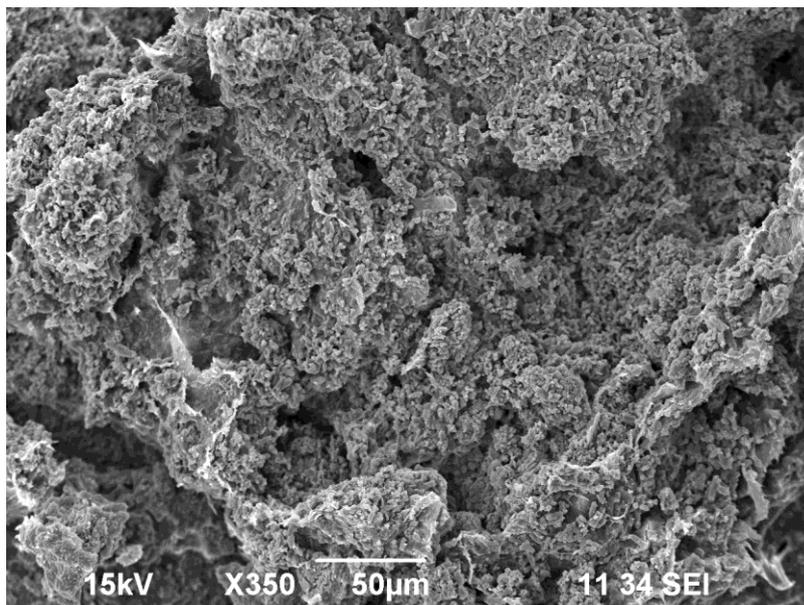


Figura 12: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 lisa do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de um grão de quartzo.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	1,99	2,69	Na ₂ O
Mg	13,51	22,40	MgO
Cl	3,09	0,00	
Ca	51,33	71,82	CaO
O	30,07		
Total	100		

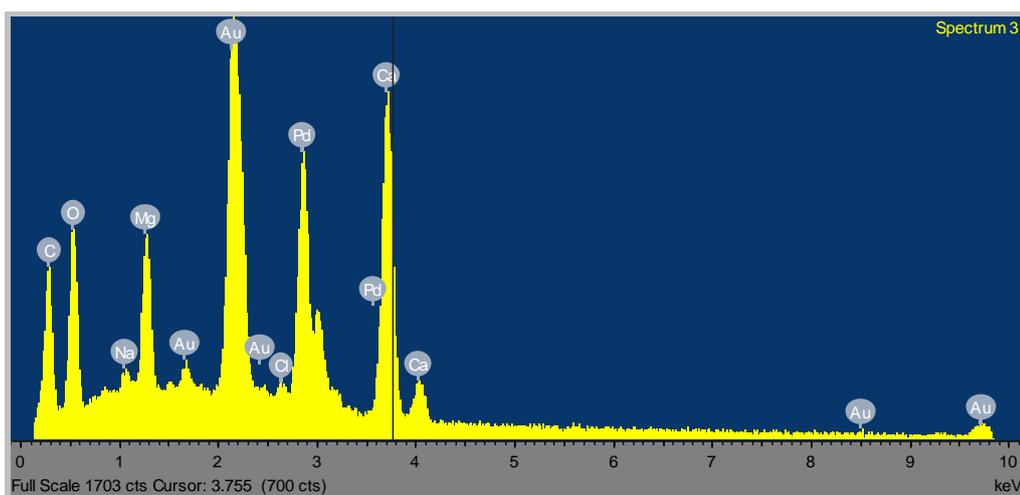
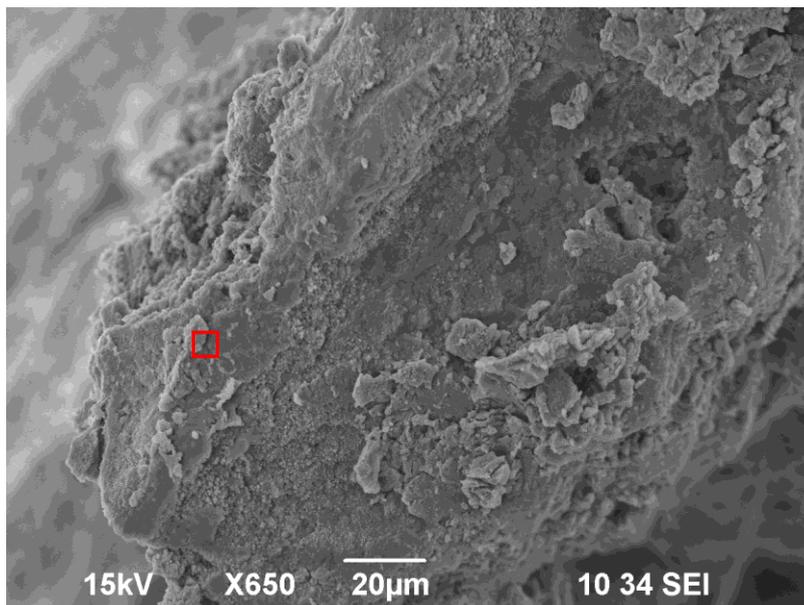


Figura 13: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 coliforme do reservatório pré-concentrador (#3), onde se observa a presença de calcita magnésiana.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	1,40	1,88	Na ₂ O
Cl	4,06	0,00	
Ca	64,32	89,99	CaO
Sr	3,44	4,06	SrO
O	26,79		
Total	100		

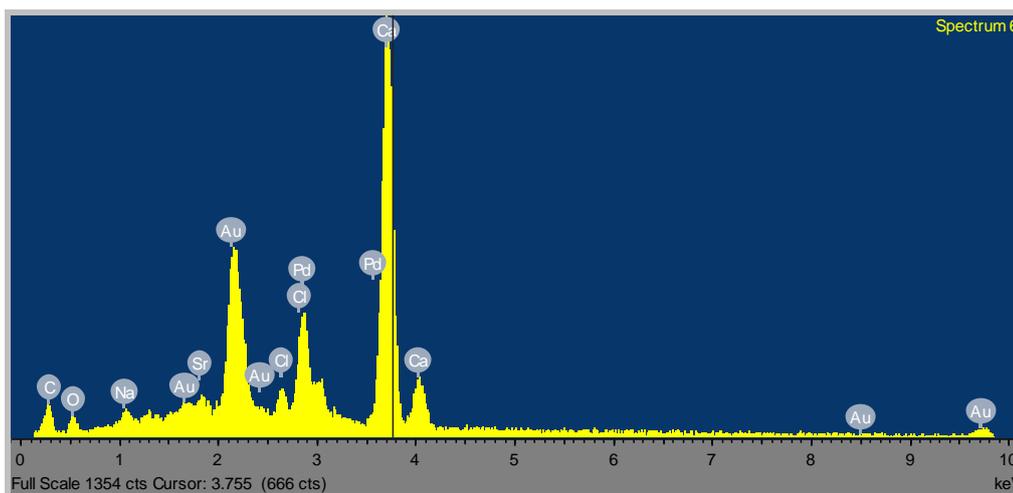
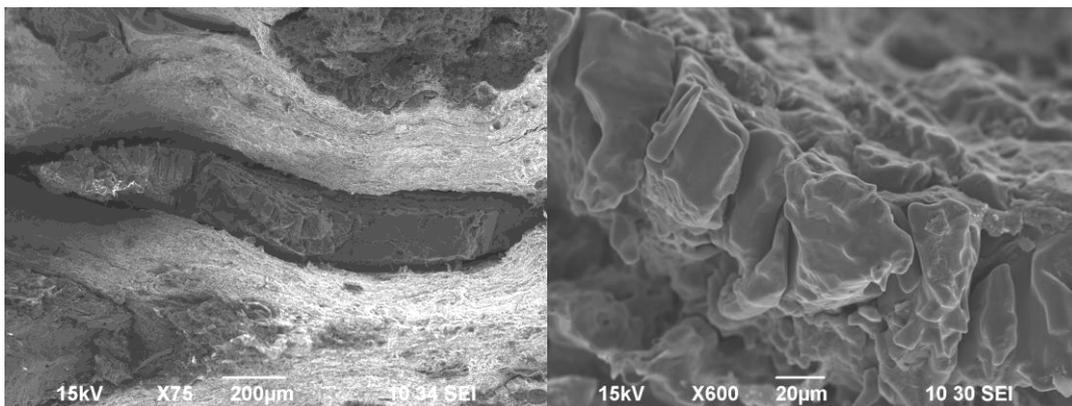


Figura 14: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 coliforme do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de calcita.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	22,91	30,88	Na ₂ O
Cl	69,12	0,00	
O	7,97		
Total	100		

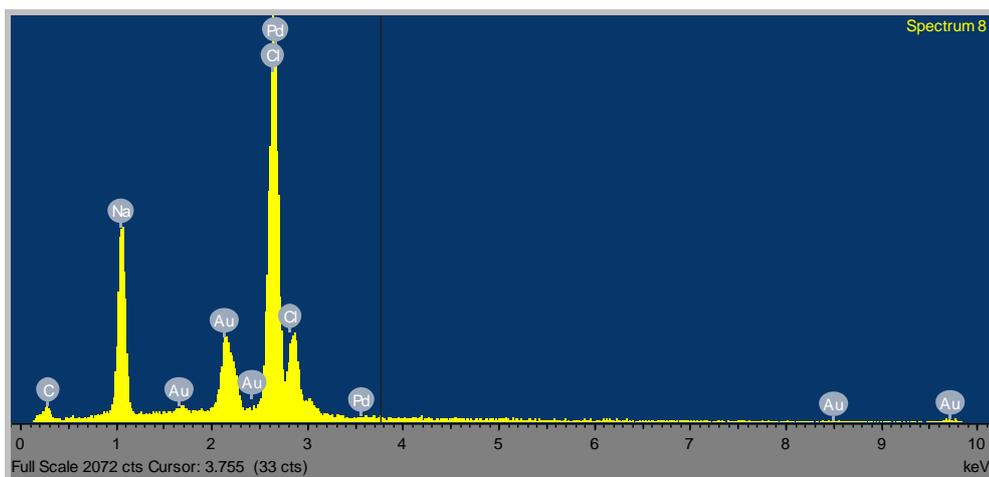
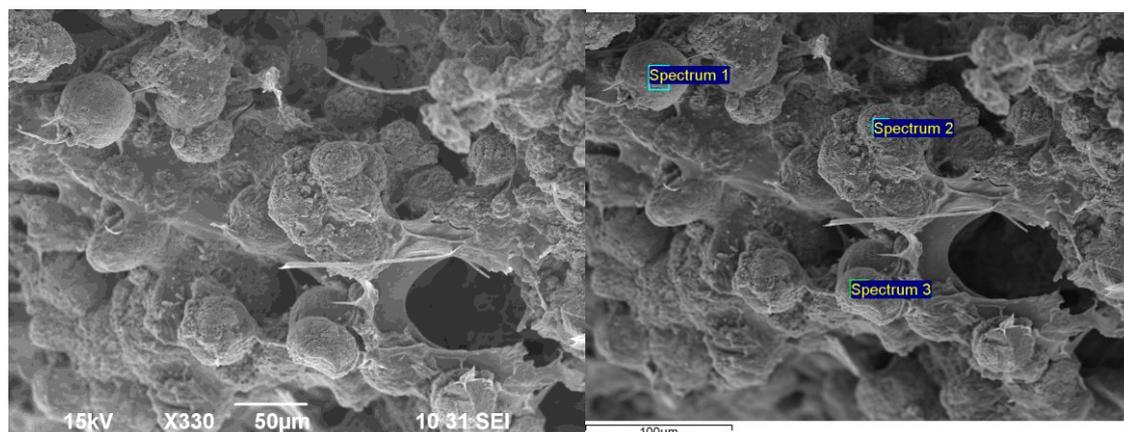


Figura 15: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 coliforme do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de halita microcristalina.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	2,32	3,13	Na ₂ O	Na	2,43	3,28	Na ₂ O
Cl	3,76	0,00		Mg	0,66	1,09	MgO
Ca	63,15	88,36	CaO	Cl	3,36	0,00	
Sr	4,01	4,74	SrO	Ca	63,06	88,24	CaO
O	26,75			Sr	3,41	4,03	SrO
Total	100			O	27,08		
				Total	100		

Ponto 3		
Elemento	Peso %	Comp.%
Na	1,28	1,72
Mg	0,64	1,06
Cl	3,96	0,00
Ca	64,04	89,61
Sr	3,09	3,66
O	26,99	
Total	100	

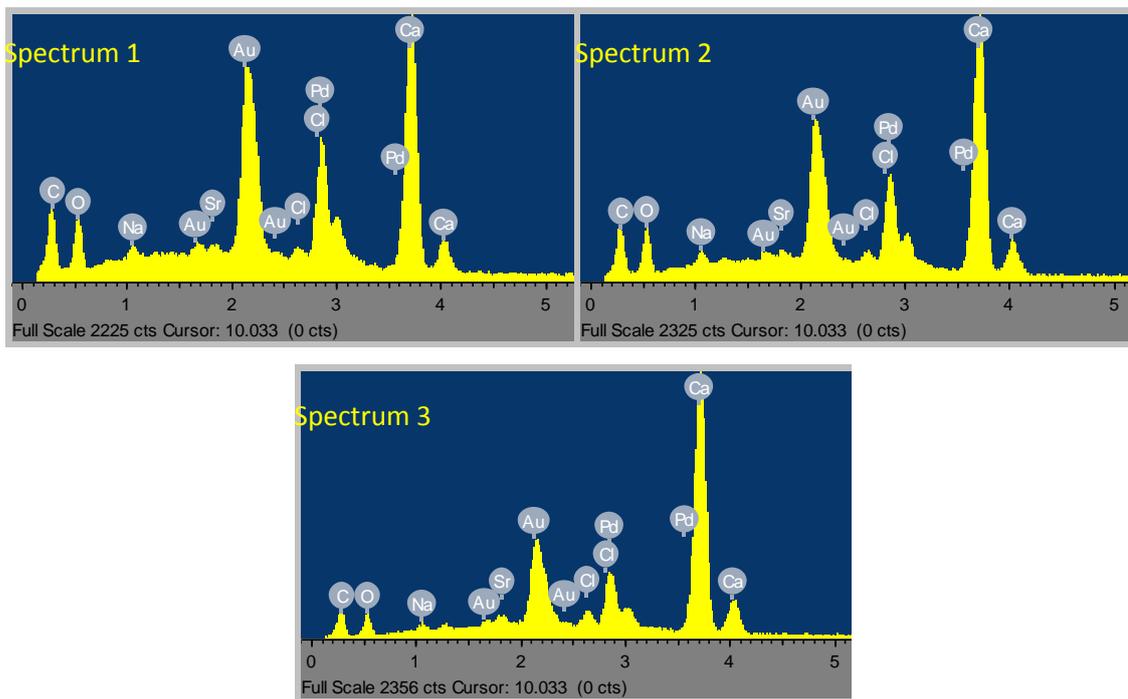
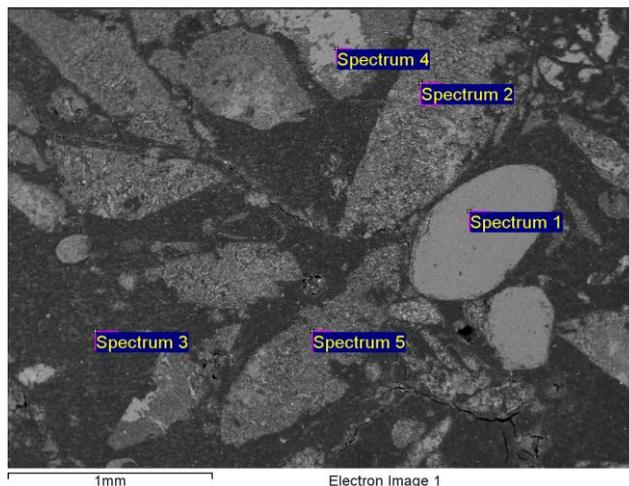
Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

Figura 16: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 coliforme do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de calcita magnesiana (spectrum 2 e 3).

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	0,17	0,23	Na ₂ O	Na	1,08	1,45	Na ₂ O
Si	46,64	99,77	SiO ₂	Mg	0,39	0,65	MgO
O	53,19			Al	0,55	1,04	Al ₂ O ₃
Total	100			Si	2,71	5,80	SiO ₂
				S	20,55	51,32	SO ₃
				Cl	1,09	0,00	
				K	0,19	0,23	K ₂ O
				Ca	23,14	32,37	CaO
				Fe	4,7	6,04	FeO
				O	45,60		
				Total	100		

PONTO 4				PONTO 5			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	0,26	0,35	Na ₂ O	Na	1,37	1,85	Na ₂ O
Si	0,26	0,55	SiO ₂	Mg	1,13	1,88	MgO
S	24,00	59,92	SO ₃	Al	1,50	2,83	Al ₂ O ₃
Ca	27,42	38,37	CaO	Si	2,71	5,80	SiO ₂
Fe	0,63	0,81	FeO	S	18,07	45,11	SO ₃
O	47,43			Cl	3,23	0,00	
Total	100			Ca	21,47	30,04	CaO
				Fe	7,20	9,27	FeO
				O	43,32		
				Total			

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.

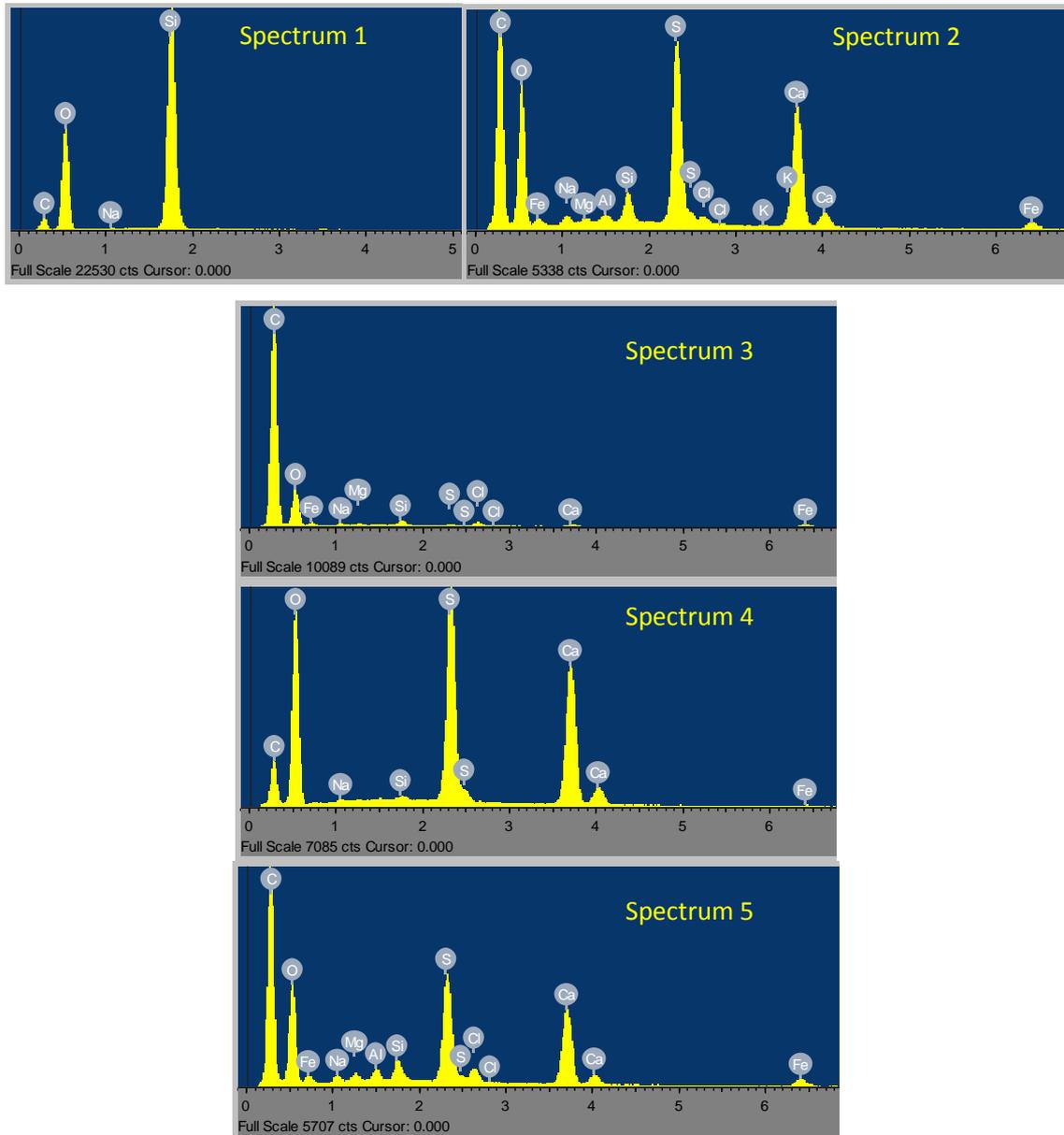
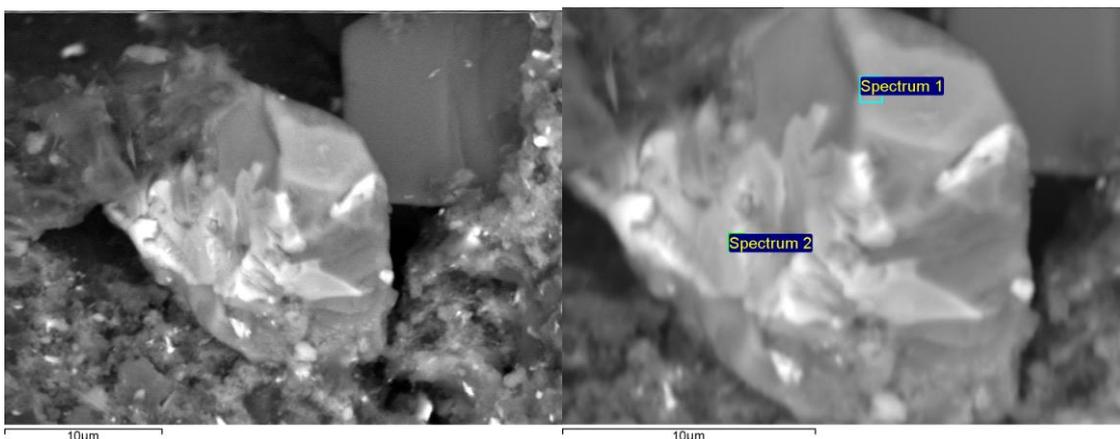


Figura 17: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 poligonal do reservatório pré-concentrador (#1), onde se observa a presença de grão de quartzo (spectrum 1) e gipsita (spectrum 2, 3 e 4) e conteúdo orgânico rico em C e portanto não quantificáveis pelo EDS.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1				PONTO 2			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula	Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	0,91	1,22	Na ₂ O	Na	1,77	2,38	Na ₂ O
Mg	0,42	0,69	MgO	Mg	0,94	1,57	MgO
Al	9,84	18,59	Al ₂ O ₃	Al	0,35	0,66	Al ₂ O ₃
Si	27,19	58,17	SiO ₂	Si	1,05	2,24	SiO ₂
K	1,23	1,48	K ₂ O	S	0,37	0,92	SO ₃
Ca	3,91	5,47	CaO	Cl	0,57	0,00	
Ti	0,43	0,72	TiO ₂	Ti	27,83	46,42	TiO ₂
Fe	10,62	13,66	FeO	Fe	34,21	44,01	FeO
O	45,46			O	32,03		
Total	100			Total	100		

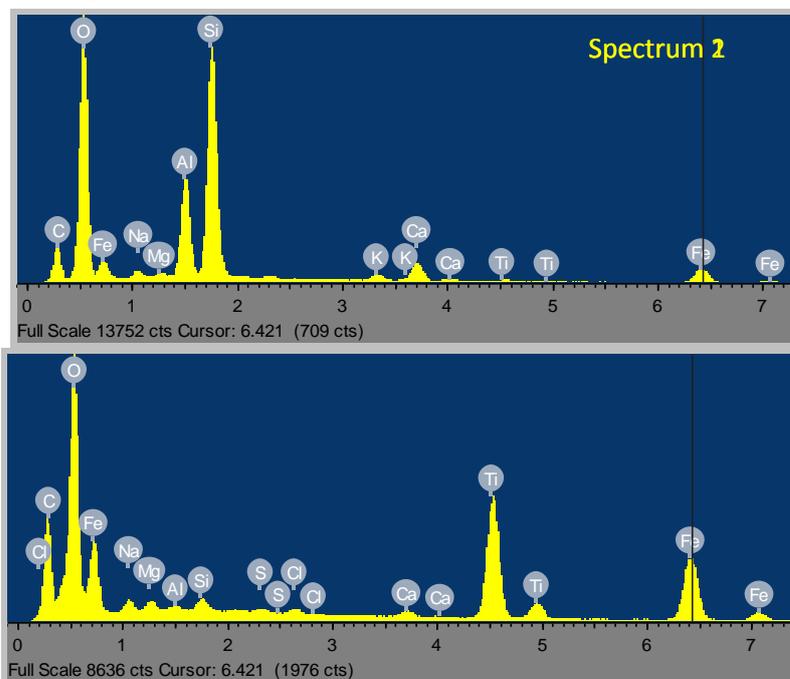
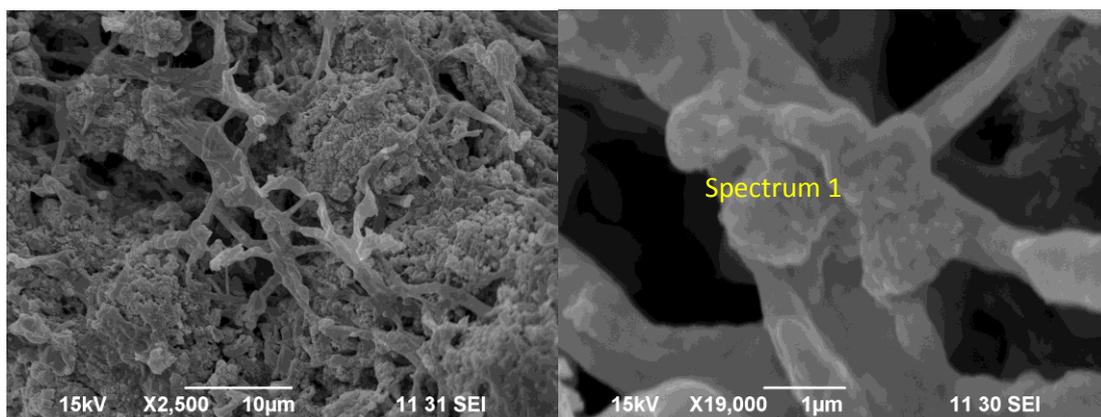


Figura 18: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 poligonal do reservatório pré-concentrador (#1), onde se observa a presença de grão de quartzo (spectrum 1) e titânio (Spectrum 2) indicando provável inclusões de anatásio ou rutilo no quartzo.

Apêndice C – Análises de MEV e EDS nas esteiras microbianas da Salina Julieta.



PONTO 1			
Elemento	Peso %	Comp.%	Fórmula
Na	13,29	17,91	Na ₂ O
Mg	7,69	12,76	MgO
Ca	49,55	69,33	CaO
O	29,47		
Total	100		

Figura 19: MEV e EDS de lâmina petrográfica da esteira microbiana Tipo 2 poligonal do reservatório pré-concentrador (#2), onde se observa a presença de calcita magnesiana.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

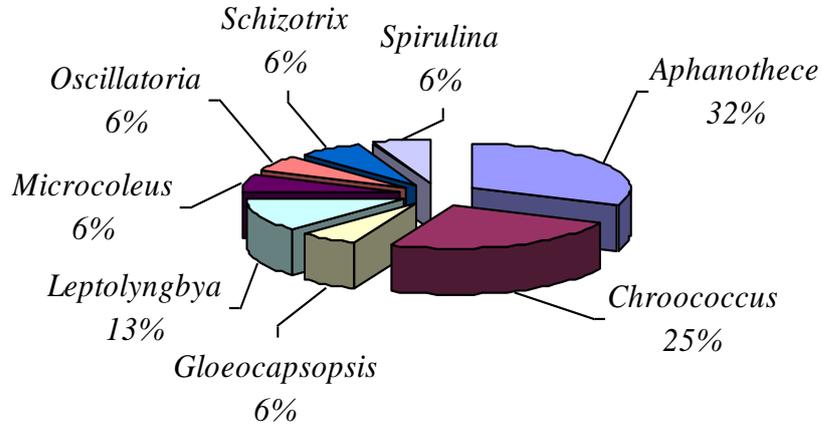


Figura 1: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa segmento 1 encontradas no período chuvoso.

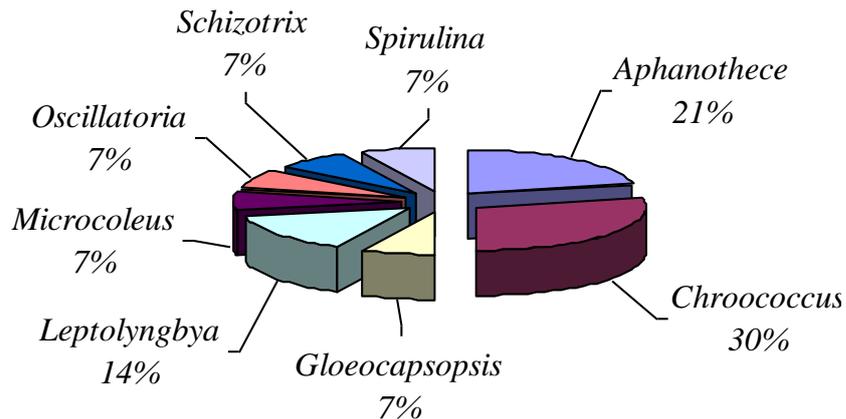


Figura 2: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no segmento 2 para período chuvoso.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

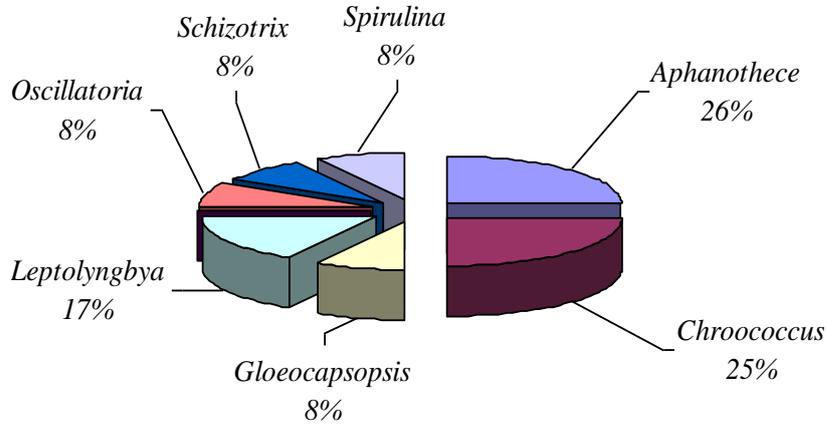


Figura 3: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontrada no segmento 3 para o período chuvoso

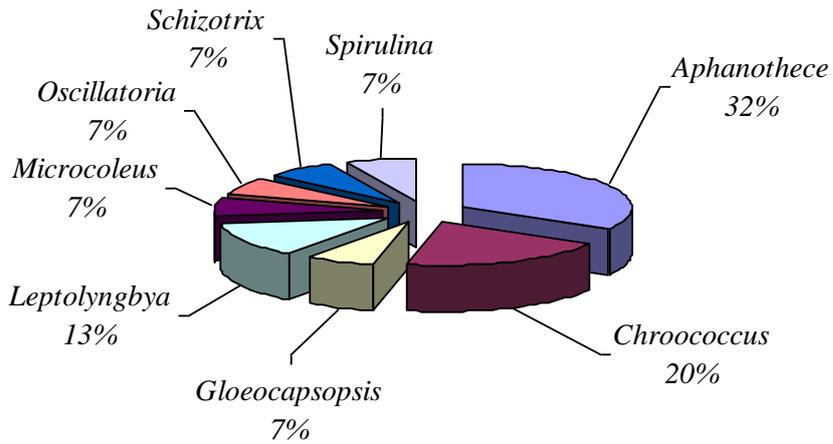


Figura 4: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no segmento 1 para o período seco.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

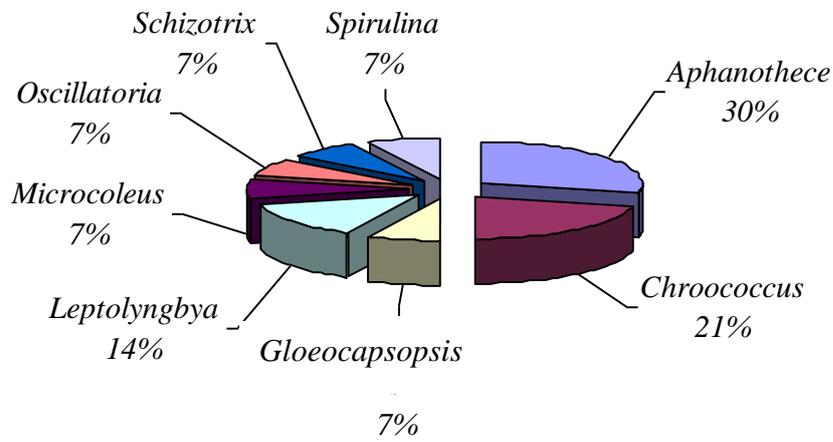


Figura 5: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no segmento 2 para o período seco.

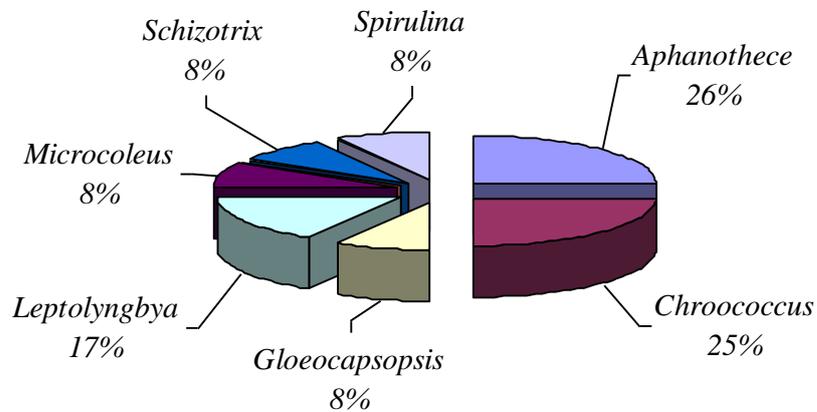


Figura 6: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 lisa encontradas no segmento 3 para o período seco.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

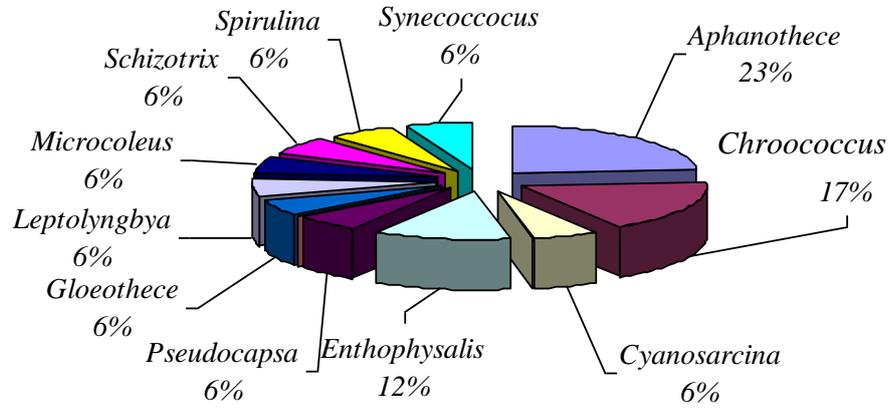


Figura 7: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 coliforme encontradas no segmento 1 do período seco.

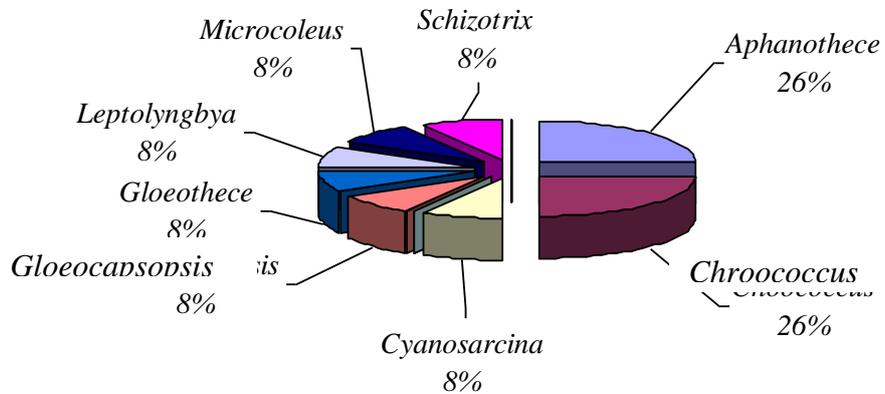


Figura 8: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 coliforme encontradas no segmento 2 do período seco.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

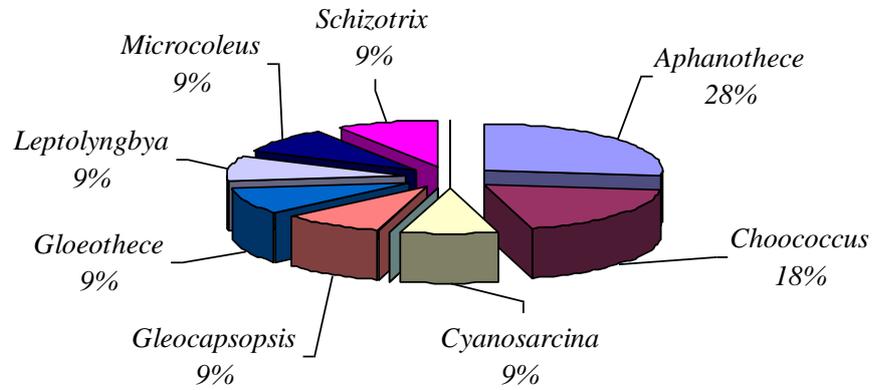


Figura 9: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 coliforme encontradas no segmento 3 do período seco.

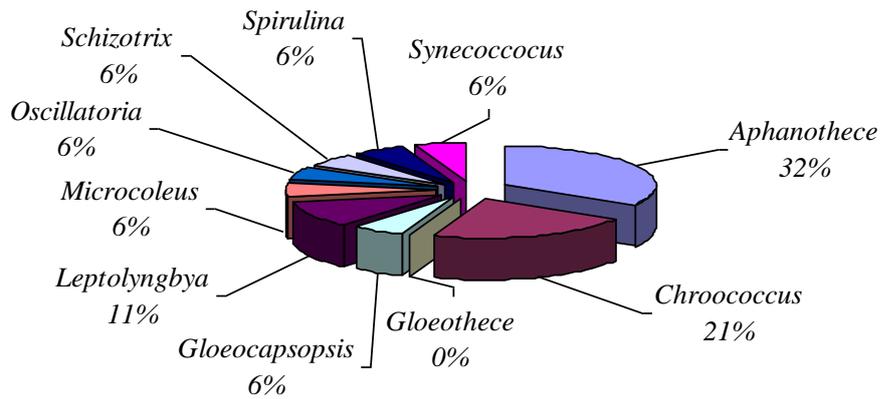


Figura 10: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 1 do período chuvoso.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

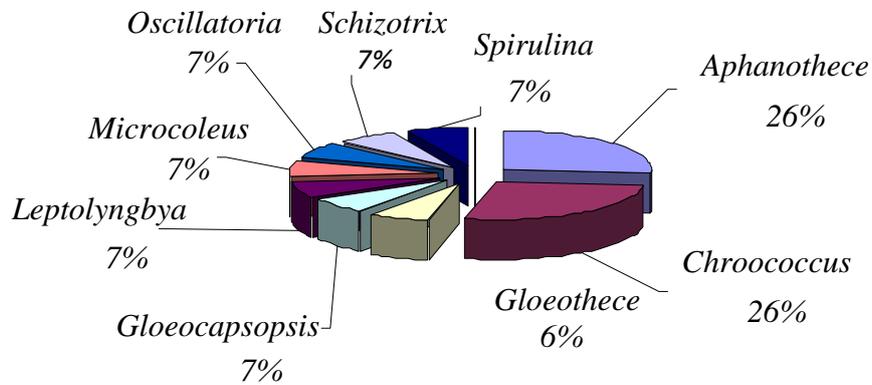


Figura 11: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 2 do período chuvoso.

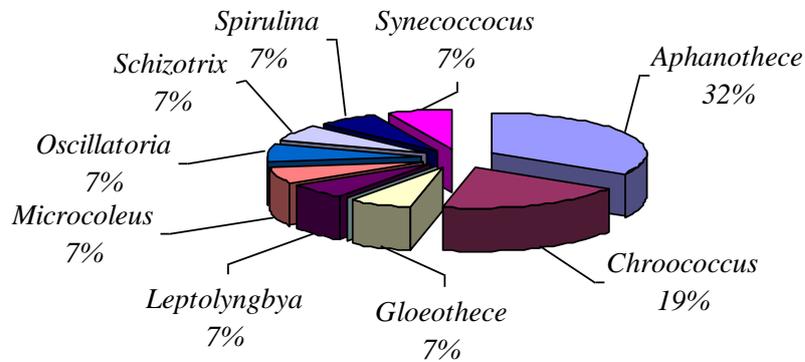


Figura 12: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 3 do período chuvoso.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

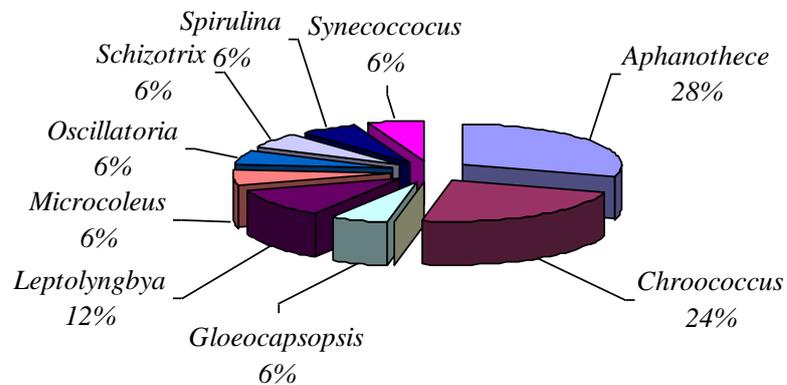


Figura 13: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 1 do período seco.

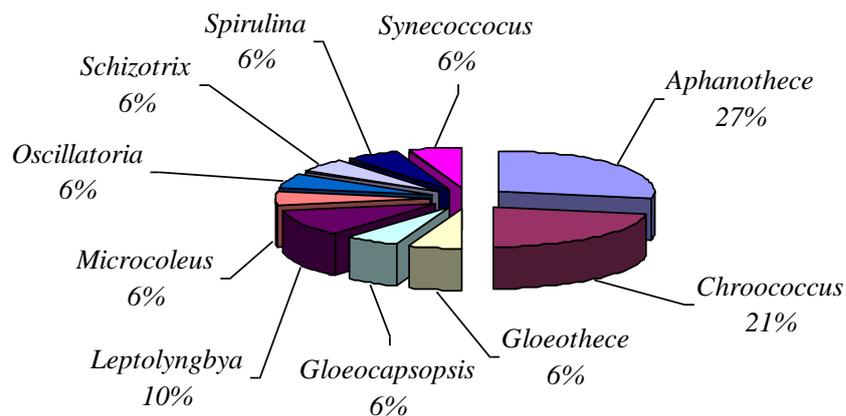


Figura 14: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero em esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 2 do período seco.

Apêndice D – Distribuição da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas encontrados no período chuvoso e seco, obtidos a partir de subamostras de 5 mm denominadas como segmento (1, 2 e 3)

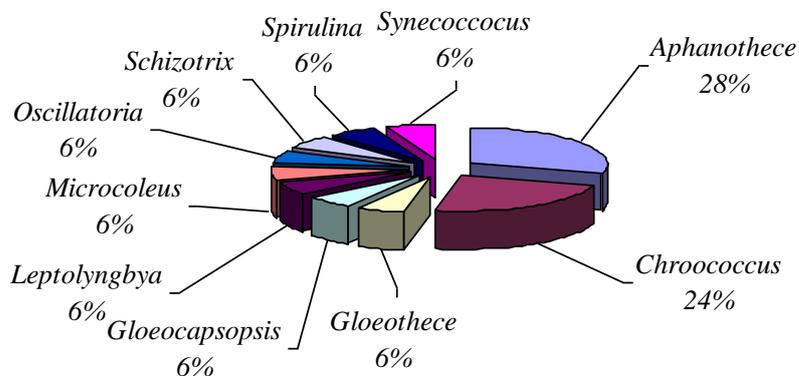


Figura 15: Gráfico da proporção cianobacteriana por gênero das esteiras microbianas Tipo 2 poligonal encontradas no segmento 3 do período seco.

Apêndice E – Gráficos representativos da abundância relativa das espécies cianobacterianas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro.

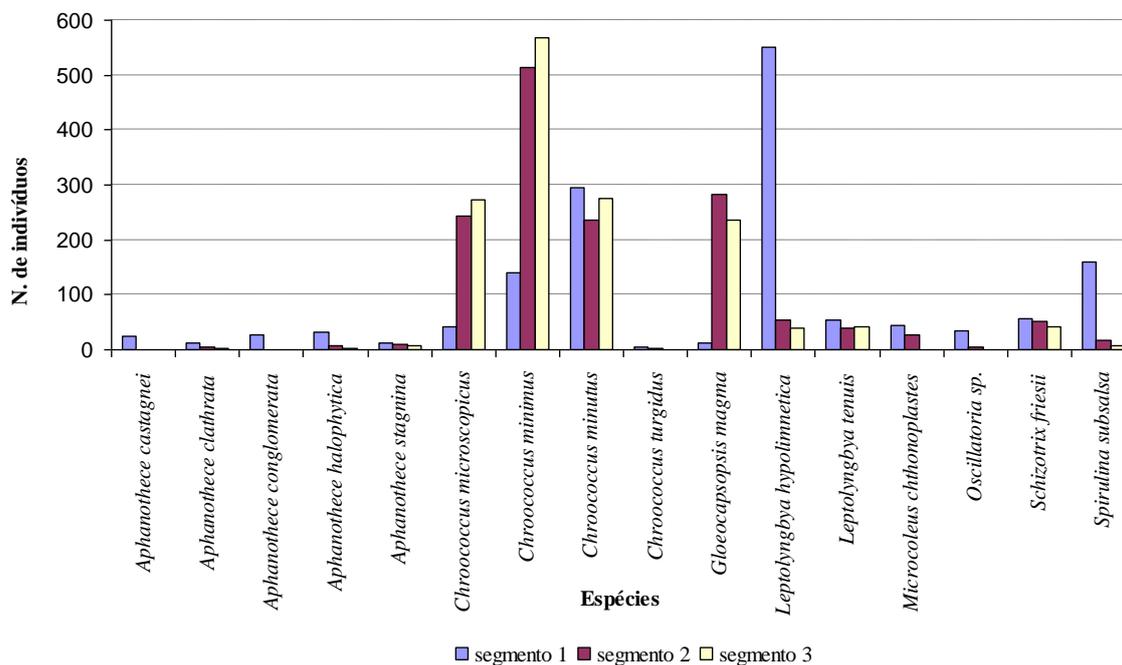


Figura 1: Gráfico representativo da abundância relativa mostrando as espécies dominantes encontradas nos três segmentos da esteira microbiana Tipo 2 lisa para o período chuvoso.

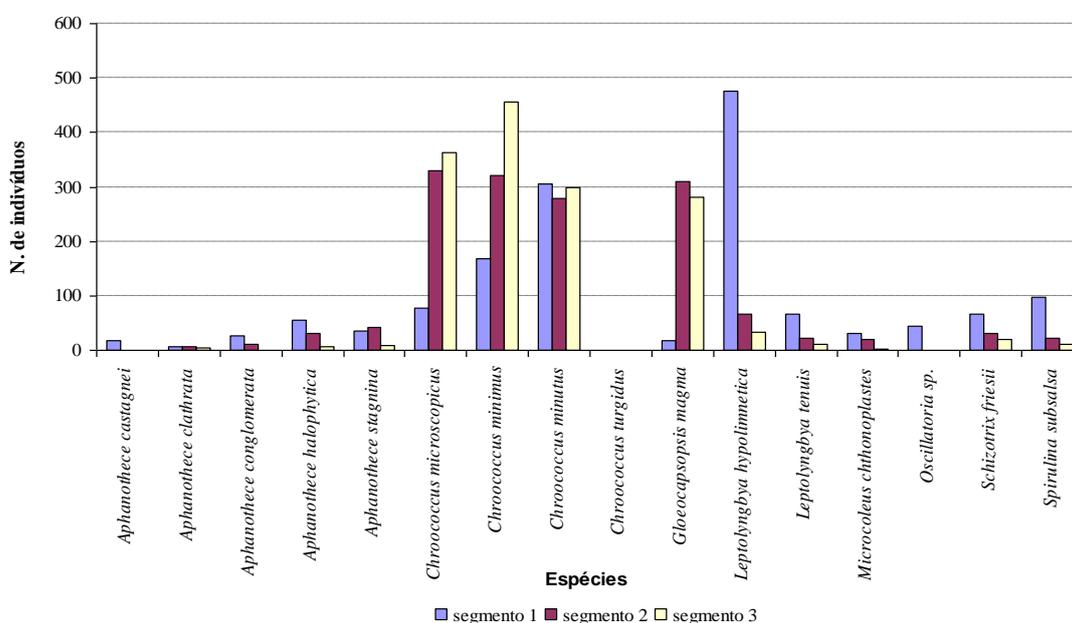


Figura 2: Gráfico representativo da abundância relativa mostrando as espécies dominantes encontradas nos três segmentos da esteira microbiana Tipo 2 lisa para o período seco.

Apêndice E – Gráficos representativos da abundância relativa das espécies cianobacterianas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro.

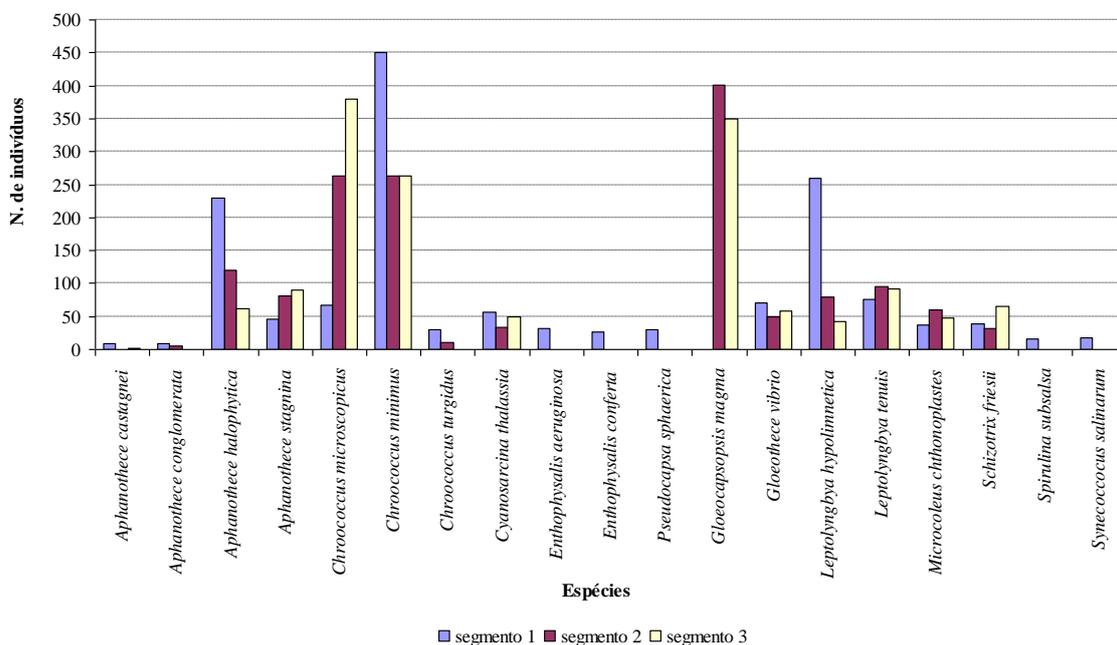


Figura 3: Gráfico representativo da abundância relativa mostrando as espécies dominantes encontradas nos três segmentos da esteira microbiana Tipo 2 coliforme para o período seco.

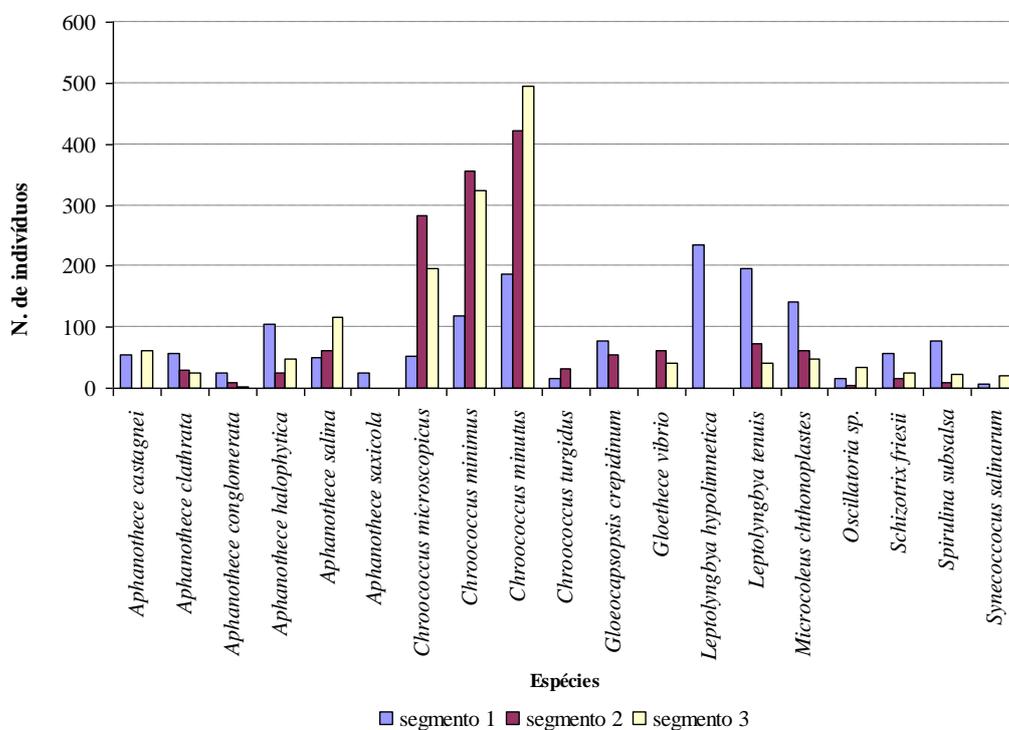


Figura 4: Gráfico representativo da abundância relativa mostrando as espécies dominantes encontradas nos três segmentos da esteira microbiana Tipo 2 poligonal para o período chuvoso.

Apêndice E – Gráficos representativos da abundância relativa das espécies cianobacterianas nas esteiras microbianas da Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro.

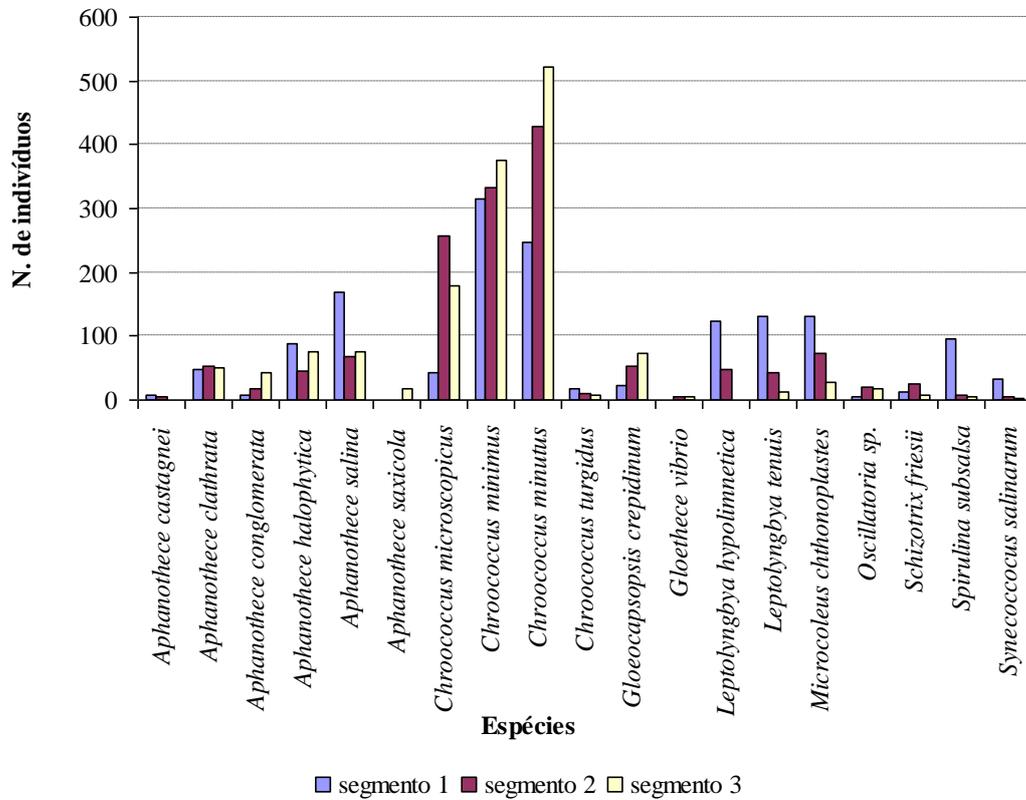


Figura 5: Gráfico representativo da abundância relativa mostrando as espécies dominantes encontradas nos três segmentos da esteira microbiana Tipo 2 poligonal para o período seco.

Apêndice F - Dados de origem para a análise dos índices de diversidade.**Tabela 1:** Ocorrência dos diferentes *taxa* nas esteiras microbianas Tipo 1 lisa da Salina Julieta.

Espécies	Período chuvoso	Período seco
<i>Aphanothece clathrata</i>	74	76
<i>Aphanothece halophytica</i>	16	7
<i>Aphanothece marina</i>	59	0
<i>Aphanothece salina</i>	23	67
<i>Aphanothece saxicola</i>	14	0
<i>Chroococcus microscopicus</i>	128	93
<i>Chroococcus minimus</i>	202	256
<i>Chroococcus minor</i>	150	118
<i>Chroococcus minutus</i>	83	198
<i>Chroococcus turgidus</i>	8	4
<i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>	357	360
<i>Leptolyngbya tenuis</i>	298	276
<i>Oscillatoria sp.</i>	27	15
<i>Phormidium okenii</i>	9	2
<i>Phormidium sp.</i>	15	12
<i>Spirulina subsalsa</i>	32	16
<i>Xenotholos Kernerii</i>	5	0
Soma total	1500	1500

Apêndice F - Dados de origem para a análise dos índices de diversidade.**Tabela 2:** Ocorrência dos diferentes *taxa* nas esteiras microbianas Tipo 2 lisa da Salina Julieta.

Espécies	Período chuvoso				Período Seco			
	1	2	3	Soma	1	2	3	Soma
<i>Aphanothece castagnei</i>	24	0	0	24	18	0	0	18
<i>Aphanothece clathrata</i>	12	5	3	20	7	6	4	17
<i>Aphanothece conglomerata</i>	28	0	0	28	27	12	0	39
<i>Aphanothece halophytica</i>	32	7	2	41	56	32	7	95
<i>Aphanothece stagnina</i>	12	11	8	31	36	43	9	88
<i>Chroococcus microscopicus</i>	41	244	274	559	78	330	363	771
<i>Chroococcus minimus</i>	140	515	567	1222	169	322	456	947
<i>Chroococcus minutus</i>	296	236	276	808	305	280	298	883
<i>Chroococcus turgidus</i>	5	2	0	7	0	0	0	0
<i>Gloeocapsopsis magma</i>	12	283	236	531	18	310	281	609
<i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>	550	55	40	645	477	67	34	578
<i>Leptolyngbya tenuis</i>	54	40	43	137	67	23	12	102
<i>Microcoleus chthonoplastes</i>	44	28	1	73	32	19	3	54
<i>Oscillatoria sp.</i>	35	4	0	39	45	1	0	46
<i>Schizotrix friesii</i>	56	52	43	151	67	32	21	120
<i>Spirulina subsalsa</i>	159	18	7	184	98	23	12	133
Soma Total	1500	1500	1500	4500	1500	1500	1500	4500

Apêndice F - Dados de origem para a análise dos índices de diversidade.

Tabela 3: Ocorrência dos diferentes *taxa* nas esteiras microbianas Tipo 2 coliforme da Salina Julieta.

Espécies	Período seco			
	1	2	3	Soma
<i>Aphanothece castagnei</i>	8	0	2	10
<i>Aphanothece conglomerata</i>	8	6	0	14
<i>Aphanothece halophytica</i>	230	120	61	411
<i>Aphanothece stagnina</i>	46	82	90	218
<i>Chroococcus microscopicus</i>	68	264	380	712
<i>Chroococcus minimus</i>	451	264	263	978
<i>Chroococcus turgidus</i>	30	11	0	41
<i>Cyanosarcina thalassia</i>	56	34	49	139
<i>Enthophysalis aeruginosa</i>	32	0	0	32
<i>Enthophysalis conferta</i>	26	0	0	26
<i>Pseudocapsa sphaerica</i>	30	0	0	30
<i>Gloeocapsopsis magma</i>	0	401	349	750
<i>Gloeothece vibrio</i>	70	50	59	179
<i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>	259	80	42	381
<i>Leptolyngbya tenuis</i>	76	96	92	264
<i>Microcoleus chthonoplastes</i>	37	60	48	145
<i>Schizotrix friesii</i>	39	32	65	136
<i>Spirulina subsalsa</i>	16	0	0	16
<i>Synecococcus salinarum</i>	18	0	0	18
Soma	1500	1500	1500	4500

Apêndice F - Dados de origem para a análise dos índices de diversidade.**Tabela 4:** Ocorrência dos diferentes *taxa* nas esteiras microbianas Tipo 2 poligonal da Salina Julieta.

Espécies	Período chuvoso				Período Seco			
	1	2	3	Soma	1	2	3	Soma
<i>Aphanothece castagnei</i>	54	0	61	115	7	6	0	13
<i>Aphanothece clathrata</i>	56	30	24	110	49	54	51	154
<i>Aphanothece conglomerata</i>	26	8	2	36	8	17	43	68
<i>Aphanothece halophytica</i>	106	26	48	180	87	46	76	209
<i>Aphanothece salina</i>	50	62	116	228	169	68	76	313
<i>Aphanothece saxicola</i>	24	0	0	24	0	0	18	18
<i>Chroococcus microscopicus</i>	53	284	197	534	44	256	178	478
<i>Chroococcus minimus</i>	118	357	324	799	314	334	376	1024
<i>Chroococcus minutus</i>	187	423	494	1104	247	428	521	1196
<i>Chroococcus turgidus</i>	17	32	0	49	17	11	8	36
<i>Gloeocapsopsis crepidinum</i>	78	54	0	132	23	53	74	150
<i>Gloethece vibrio</i>	0	62	40	102	0	6	6	12
<i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>	236	0	0	236	124	48	0	172
<i>Leptolyngbya tenuis</i>	196	72	42	310	132	43	12	187
<i>Microcoleus chthonoplastes</i>	142	62	49	253	132	74	28	234
<i>Oscillatoria sp.</i>	16	4	34	54	4	21	17	42
<i>Schizotrix friesii</i>	56	16	25	97	12	24	7	43
<i>Spirulina subsalsa</i>	78	8	23	109	97	7	6	110
<i>Synecococcus salinarum</i>	7	0	21	28	34	4	3	41
Soma	1500	1500	1500	4500	1500	1500	1500	4500

Apêndice G - Comparação das espécies dominantes encontradas nas esteiras microbianas de Hamelin Pool (Shark Bay, Austrália) e espécies dominantes das diferentes esteiras microbianas encontradas na Salina Julieta, Araruama, Rio de Janeiro.

Quadro 1: Comparação da espécie dominante encontrada nas esteiras microbianas de Hamelin Pool (Shark Bay, Austrália) e espécies dominantes das diferentes esteiras microbianas na Salina Julieta.

Morfologias encontradas nas esteira microbianas da Salina Julieta	Espécie dominante encontrado Hamelin Pool (Shark Bay, Austrália) (Hoffman, 1976) Análise qualitativa	Espécies dominantes encontradas na Salina Julieta Análise ecológica (quantitativa)
Lisa	<i>Schizotrix helva</i>	<i>Leptolyngbya hipolyimnetica</i> <i>Leptolyngbya tenuis</i> <i>Chroococcus minimus</i> <i>Chroococcus minutus</i> <i>Chroococcus microscopicus</i> <i>Gloeocapsa magma</i>
Coloforme	<i>Microcoleus tennerrimus</i>	<i>Chroococcus minimus</i> <i>Gloeocapsa magma</i> <i>Aphanothece halophytica</i> <i>Leptolyngbya tenuis</i> <i>Leptolyngbya hypolimnetica</i>
Poligonal	<i>Microcoleus cthonoplastes</i>	<i>Chroococcus minutus</i> <i>Chroococcus minimus</i> <i>Chroococcus microscopicus</i>

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)