



UNIVERSIDADE FEDERAL FLUMINENSE
INSTITUTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
BIOLOGIA MARINHA E AMBIENTES
COSTEIROS

**OCORRÊNCIA DE ESTEIRAS MICROBIANAS EM LAGOA
HIPERSALINA AMEAÇADA PELA EUTROFIZAÇÃO**

DANIELLA DA COSTA PEREIRA

Niterói
2018

DANIELLA DA COSTA PEREIRA

**OCORRÊNCIA DE ESTEIRAS MICROBIANAS EM LAGOA
HIPERSALINA AMEAÇADA PELA EUTROFIZAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Marinha e Ambientes Costeiros da Universidade Federal Fluminense, como requisito parcial para obtenção do Grau de Mestre em Biologia Marinha e Ambientes Costeiros

Orientadora: Profa. Dr^a. Mirian Araujo Carlos Crapez

**Niterói
2018**

DANIELLA DA COSTA PEREIRA

OCORRÊNCIA DE ESTEIRAS MICROBIANAS EM LAGOA
HIPERSALINA AMEAÇADA PELA EUTROFIZAÇÃO

Dissertação apresentada ao curso de Pós-graduação em Biologia Marinha e Ambientes Costeiros, da Universidade Federal Fluminense, como requisito parcial para obtenção do Grau de Mestre em Biologia Marinha e Ambientes Costeiros.

Aprovada em _____ de _____.

BANCA EXAMINADORA

Prof^a. Dr^a. Mirian Araújo Carlos Crapez – Universidade Federal Fluminense

Prof^o. Dr^o. José Augusto Pires Bitencourt – Instituto Tecnológico Vale

Prof^a.
Dr^a. Natascha Krepsky - Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro

Prof^o.
Dr. Agnaldo Nepomuceno Marques JR (Suplente) - Universidade Federal do Rio de Janeiro

Niterói
2018

À minha mãe, Eveli Leite da Costa, por
acreditar na ciência.

À grande amiga, Mirian Araújo Carlos Crapez,
pois sem ela, nada disso seria possível.

Agradecimentos

Agradeço à minha orientadora e grande amiga, Mirian A.C. Crapez, pela sua dedicação, não só a mim, mas a todos e quaisquer aluno que por suas mãos passaram, nos mostrando os caminhos certos a serem percorridos e sempre ao nosso lado e na torcida em cada etapa concluída, seja na vida acadêmica, ou na vida pessoal. Obrigada por tudo. Desde o ombro amigo sempre pronto pra nos acolher nos momentos mais difíceis até aos nossos famosos cafés e os devidos puxões de orelhas quando foi preciso.

Às amigas Elisamara S. dos Santos, Carolina N. Keim, Simone Pennafirme e Lorena G. P. Macena, por ajudar nas análises de alguns parâmetros.

Aos meus amigos que sempre estavam lá do meu lado, me ajudando nas análises, nas escritas, nas leituras, nas horas de desespero e por me acompanhar nos incontáveis almoços e *happy hours* naquele restaurante que não posso falar o nome... José A. P. Bitencourt, Carolina C.C. Waite, Guilherme Oliveira, Luciana Chequer, meu muito obrigado por me aturarem!

Aos meus amigos que estão longe, mas sei q estavam igualmente na torcida: Fernanda Savergnini, Leandro Guerra, Thiago D. L. Rosa, Luiz F. Fontana.

A todos os meus amigos da área acadêmica, e de fora dela, que igualmente ajudaram de uma forma ou de outra na conclusão de mais essa etapa em minha vida.

A todos os alunos de iniciação científica, mestrado e doutorado que passaram pelo Laboratório de Ecologia Microbiana (Microbiologia Ambiental), que também foram parte da minha construção acadêmica.

A minha família pela paciência enquanto estava empenhada na construção deste trabalho e pelo incentivo em concluí-lo!

Aos colegas da pós-graduação que muito me ajudaram nesta jornada que iniciamos juntos.

Aos professores e funcionários do programa de pós-graduação por partilhar o conhecimento e estarem sempre prontos a ajudar.

E claro, como poderia faltar, aos meus cães! Estes sempre ao meu lado

independente do dia, hora ou humor!

A empresa D2L Consultoria Ambiental, pelo apoio no trabalho de campo e coleta de amostras.

Aos membros da banca examinadora, pela disponibilidade de participar e pelas contribuições pessoais acerca da monografia.

À FAPERJ por apoiar a pesquisa através do Projeto Proc n.º E-26/111.275/2014, (com autorização 002/2015 – INEA).

“O que fazemos da vida ecoa pela eternidade...”

RESUMO

A Lagoa Vermelha é uma lagoa hipersalina localizada no Estado do Rio de Janeiro, Brasil, onde ocorrem estromatólitos e esteiras microbianas. Devido ao seu notável interesse geológico, biológico e paleontológico, a determinação do estado trófico da lagoa hipersalina pode ressaltar a importância das condições ambientais que impulsionaram os processos microbianos na história evolutiva e geológica da Terra. A abordagem utilizando a microtomografia computadorizada foi adotada para investigar a precipitação em camada 2D de carbonato como CaMg-dolomita e camadas orgânicas não-litificadas ou biofilme. Os resultados evidenciam a deterioração do sistema devido à diminuição do pH e oxigênio dissolvido e aumento da matéria orgânica e turbidez. Nutrientes, fitopigmentos, biopolímeros, vírus e biomassa bacteriana evidenciaram as condições eutróficas da coluna d'água e do sedimento, integrando descritores do estado trófico na lagoa hipersalina. A alta biomassa viral e bacteriana é relatada em outros ecossistemas hipersalinos, ligado à eutrofização. Parâmetros ambientais são importantes para a manutenção das esteiras microbianas, o que não será possível com o processo de eutrofização da lagoa, como relatado neste trabalho.

PALAVRAS-CHAVE: Lagoa vermelha, microtomografia, nutrientes, biopolímeros, Ca-Mg-dolomita, Caudovirales.

ABSTRACT

The Vermelha Lagoon is a hypersaline lagoon located at State Rio de Janeiro, Brazil, where both stromatolites and living microbial mats occurs. Due to its remarkable geological, biological and paleontological interest, the determination of the trophic state of hypersaline lagoon may highlights the importance of the environmental conditions which driven microbial mats processes in the evolutionary and geological history of the Earth. Microtomography approach was adopted to investigate the 2D layer precipitation of carbonate like CaMg-dolomite and non-lithified organic layers or biofilm. The results indicate a deterioration of the system due to decreased pH and dissolved oxygen and increased organic matter and turbidity. Nutrients, phytopigments, biopolymers, virus and bacterial biomass evidenced the eutrophic conditions of both water column and sediment, integrating descriptors of the trophic state in hypersaline lagoon. The high viral and bacterial biomass is reported in other hypersaline ecosystems, linked to the eutrophication. Environmental parameters are important for the maintenance of microbial mats, which will not be possible with the process of increasing eutrophication of the lagoon, as reported in this work.

KEYWORDS: Vermelha Lagoon; microtomography, nutrients; biopolymers, CaMg-dolomite, Caudovirales.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Localização da Lagoa Vermelha.	10
Figura 2: Mapa da Lagoa Vermelha	12
Figura 3: Levantamento batimétrico da Lagoa Vermelha (V1 a V7 são amostras de água e de sedimentos superficiais).	17
Figura 4: Micrografias em microscopia eletrônica de transmissão - 80kV de amostras coletadas na interface água-sedimento da Lagoa Vermelha (V3, V5 e V7), onde A) Myoviridae B) Podoviridae C) Siphoviridae.	21
Figura 5: A) amostra de esteira microbiana da Lagoa Vermelha, B a D) segmentação de esteira microbiana por microtomografia computadorizada com biofilme (amarelo), materiais densos (organominerais, grãos e conchas (vermelho) e grandes conchas (branco)).	23
Figura 6: Secções transversais da amostra de esteira microbiana por microtomografia computadorizada, mostrando as camadas 1, 2 e 3, com a precipitação de carbonatos (branco) intercalada com camadas orgânicas não litificadas ou biofilme (cinza), e seus respectivos percentuais nas camadas.	24
Figura 7: Microscopia óptica de estruturas das esteiras microbianas. A) Conglomerado de grãos de quartzo de origem alóctone, biofilme e organomineral de origem autóctone; B) Organomineral com morfologia irregular coberto por biofilme encontrado nas camadas 2 e 3; C) Cianobactéria e seu organomineral encontrada na camada 1. (A, B e C - microscopia de polarização).	24
Figura 8: Fotomicrografia mostrando a presença de Mg, Ca e S na primeira e segunda camadas da amostra de esteira microbiana. As concreções no centro indicam a presença do organomineral CaMg-dolomita (MEV com EDS).	25

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Classificação do estado trófico dos sistemas marinhos costeiros utilizando PRT e CHO (Dell'Anno <i>et al.</i> , 2002; Pusceddu <i>et al.</i> , 1999, 2003).	4
Tabela 2: Coordenadas geográficas dos pontos de coleta em graus, minutos e segundos.....	13
Tabela 3: Resumo da amostragem e análises abióticas realizadas.	13
Tabela 4: Resumo da amostragem e análises microbiológicas realizadas.....	14
Tabela 5: Caracterização físico-química da coluna d'água da Lagoa Vermelha (potencial de oxirredução (ORP), pH, oxigênio dissolvido (OD) e saturação de oxigênio, sólidos dissolvidos totais (TDS), turbidez e temperatura (T))......	18
Tabela 6: Número de células, nutrientes (nitrito, amônio, fosfato inorgânico e total), clorofila- <i>a</i> e feopigmentos, biopolímeros e carbono biopolimérico (BPC) das amostras da coluna d'água na Lagoa Vermelha.	19
Tabela 7: Granulometria (silte + argila, areia), carbonatos e nutrientes (P_{inorg} , P_{org} e P_{total}) de amostras de sedimentos da Lagoa Vermelha.	20
Tabela 8: Número de células bacterianas, biopolímeros: proteína (PRT); carboidratos (CHO) e lipídios (LPD) e carbono biopolimérico (BPC) do sedimento de superfície amostrado na Lagoa Vermelha.	21
Tabela 9: Biomassa bacteriana e VLPs nas amostras de interface água-sedimento.....	22

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

°C – graus Célsius

2D – duas dimensões

A.P. – após o presente

APA – área de proteção ambiental

BPC – carbono biopolimérico

BSA – albumina de soro bovino

C – carbono

C¹⁴ – carbono quatorze

Ca - cálcio

CaCO₃ – carbonato de cálcio

CaMg – cálcio magnésio

CE – condutividade elétrica

Chl-a – clorofila-a

CHO – carboidrato

cm³ – centímetro cúbico

CO₂ – gás carbônico

COT – carbono orgânico total

DAPI – 4',6-diamidino-2-fenilindol

DIN – nitrogênio inorgânico dissolvido

EDS – espectroscopia de energia dispersiva

EPS – substância polimérica extracelular

FAPERJ - Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro

g - grama

GPS - sistema de posicionamento global

h – hora

HCl – ácido clorídrico

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

INEA - Instituto Estadual do Ambiente

kHz – quilohertz

Km - quilometro

km² – quilometro quadrado

kV - quilovolts

L - litro

LPD – lipídio

m - metro

MEV – microscópio de varredura

Mg – magnésio

mg - miligrama

mL - mililitro

mm - milímetro

MO – matéria orgânica

nm - nanômetro

N-NH₄ – amônio

N-NO₂ – nitrito

OD – oxigênio dissolvido

ORP – potencial de oxi-redução

Php - feopigmentos

P_{inorg} – fosforo inorgânico

P_{org} – fosforo orgânico

P_{total} – fosforo total

pH - potencial hidrogeniônico

PRT – proteína

PRT:CHO – razão proteína/carboidrato

PRT:LPD – razão proteína/lipídeo

RJ – Estado do Rio de Janeiro

S - enxofre

STE ou **TDS** – sólido total dissolvido

T - temperatura

VLP – partícula semelhante a vírus

μA – micro Ampère

μg - micrograma

μm – micrometro

μM - micro molar

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	1
2	FUNDAMENTAÇÃO TEORICA.....	3
3	OBJETIVOS.....	9
3.1	OBJETIVO GERAL	9
3.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	9
4	ÁREA DE ESTUDO:	10
5	MATERIAIS E MÉTODOS	12
5.1	Amostragem.....	12
5.2	Métodos analíticos	14
6	RESULTADOS	17
7	DISCUSSÃO.....	26
8	CONCLUSÕES.....	31
9	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	32

1 INTRODUÇÃO

As lagoas hipersalinas são encontradas em climas áridos tropicais ou semiáridos, em ambientes pouco profundos e influenciados pela ação do vento que promove a homogeneização da coluna d'água. São também caracterizados por baixa proporção de precipitação/evaporação e presença de abundante precipitação de carbonato (Silva e Silva & Carvalhal, 2005, Santelli *et al.*, 2006).

A Lagoa Vermelha é separada do Oceano Atlântico pelo banco de areia de Massambaba e é considerada a lagoa mais hipersalina no Estado do Rio de Janeiro. Tem notável interesse geológico, biológico e paleontológico devido à existência de estromatólitos constituídos por aragonita, calcita e dolomita (Vasconcelos & McKenzie, 1997; van Lith *et al.*, 2002; Vasconcelos *et al.*, 2006), e têm um longo registro geológico (Silva e Silva *et al* 2004, Sampaio *et al* 2015).

As esteiras microbianas, que originaram os estromatólitos, são estruturas caracterizadas por alta atividade metabólica de comunidades microbianas bentônicas, retendo partículas sedimentares finas por aprisionamento e por adesão físico-química ou coloidal, além de biomineralizar o carbonato, componente importante do ciclo global do carbono (Dupraz *et al* 2009; Ahrendt *et al* 2014).

Na Lagoa Vermelha, estudos na área de paleogeologia (Silva e Silva *et al.*, 2004; Silva e Silva & Carvalhal 2005), mineralogia (Vanconcelos & McKenzie, 1997, Warthman *et al* 2005, Vasconcelos *et al.*, 2006), geoquímica e isotópica (Lopes *et al.* 1986, Hohn *et al.*, 1986, Maddock 1999, Santelli *et al.*, 2006, Oliveira *et al.*, 2012; Delfino *et al.*, 2012) já foram realizados. No entanto, existem poucos estudos que descrevem seu estado trófico, uma variável importante na determinação da qualidade da água e em estudos ambientais. Além disso, a determinação do estado trófico da lagoa hipersalina com esteiras microbianas pode destacar a importância das condições ambientais que impulsionaram os processos de matrizes microbianas na história evolutiva e geológica da Terra (Margulis, 1986; Coe Neto *et al* 1986, Vasconcelos *et al.*, 2006; Sampaio *et al* 2015).

A quantificação das concentrações de biopolímeros, além de revelar a

qualidade da matéria orgânica (MO), pode ser usada para avaliar o estado trófico de um sistema aquático (Dell'Anno *et al.* 2002; Vezzuli & Fabiano, 2006; Chequer *et al.* 2011; Guerra *et al.* 2011). Os principais componentes orgânicos são carboidratos (CHO), proteínas (PRT) e lipídios (LPO), constituindo a fração lábil ou biopolimérica no meio ambiente. Os carboidratos e as proteínas são facilmente degradados, enquanto os lipídios representam a fração biopolimérica mais refratária (Fabiano *et al.*, 1995; Cividanes *et al.*, 2002).

Mais recentemente foi descrito na literatura que além de bactérias, como as cianobactérias (Vasconcelos & McKenzie, 1997), os vírus (Pacton *et al.*, 2014) podem desempenhar um papel importante na organomineralização em esteiras microbianas. A transformação de toda a MO se dá através da atividade microbiana da coluna d'água para a interface água-sedimento (Fuhrman, 1999; Rohwer & Thurber, 2009; Carreira *et al.*, 2015).

As lagoas costeiras, local de transição entre terra e mar, têm um alto índice de crescimento da população humana e desenvolvimento econômico (Lloret *et al.*, 2008) e tornam-se vulneráveis à eutrofização (Cloern, 2001). O presente estudo utilizou uma abordagem *multiproxy* (onde várias análises são usadas para abordar os objetivos do trabalho e relacionadas à questão da pesquisa sob investigação, utilizada para obter uma visão geral mais ampla da situação da rede de interação complexa ao longo do ecossistema do que poderia ser obtida com uma única análise - Birks & Birks, 2006) para avaliar o estado trófico de uma lagoa hipersalina (Lagoa Vermelha) com base em parâmetros físico-químicos, nutrientes, concentração de biopolímeros, produção de biomineral, além da quantificação de biomassa bacteriana e viral.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

Podemos definir a poluição do meio marinho como a introdução pelo homem, direta ou indiretamente, de substâncias ou de energia, sempre que as mesmas provoquem ou possam vir a provocar efeitos nocivos, tais como: danos aos recursos vivos e à vida marinha; riscos à saúde do homem; entraves às atividades marítimas (incluindo a pesca e outras utilizações legítimas do mar); alteração da qualidade da água do mar e deterioração dos locais de recreio (CNUDM, 1982).

Ao longo das últimas décadas, a eutrofização tem sido cada vez mais reconhecida como uma grande ameaça para os ecossistemas marinhos em todo o mundo (Nixon, 1995; GESAMP, 2001). A eutrofização geralmente se refere ao enriquecimento de um determinado corpo d'água por nutrientes inorgânicos ou orgânicos, particularmente nas formas de nitrogênio e fósforo, levando a uma mudança em seu estado trófico (Richardson & Jørgensen 1996, Andersen *et al.*, 2006). No entanto, deve-se enfatizar que a eutrofização é um processo e não um parâmetro único. A preocupação com o excesso de entrada de nutrientes é, tipicamente, devido ao seu impacto no fornecimento de carbono orgânico e não aos próprios níveis de nutrientes. Assim, a eutrofização pode ser definida como o aumento da taxa de fornecimento de MO para um ecossistema (Nixon 1995, 2009). Contudo, esta definição ampla que enfatiza a eutrofização como um processo e a separa de suas causas é problemática na perspectiva de gerenciamento. Além de demorado é difícil de aplicar em grande escala devido aos altos custos operacionais e técnicos (Andersen *et al.*, 2006). Por esta razão, a definição utilizada para fins de monitoramento e gerenciamento permanece focada no aumento da disponibilidade de nutrientes e as consequências negativas resultantes para o ecossistema de interesse (Ospar, 2003).

Os estudos que abordam a análise do estado trófico dos ambientes costeiros têm sido principalmente focados nas concentrações inorgânicas de nutrientes (principalmente, nitrogênio e fósforo), análise de fitoplâncton (estrutura, produção primária, taxas de crescimento) ou alteração de parâmetros físico-químicos (por exemplo, turbidez e concentração de oxigênio) (Justic, 1990; Zurlini, 1996). Com base nessa abordagem, foi proposto um índice trófico sintético, que utiliza clorofila-a, concentrações totais de nitrogênio e fósforo e saturação de

oxigênio para avaliar a qualidade ambiental das águas marinhas costeiras (Vollenweider *et al.*, 1998).

Os sedimentos representam um "registro" de processos na coluna d'água e são o armazenamento final para o acúmulo de MO autóctone e alóctone (Fabiano e Danovaro, 1994). Portanto, estendendo o conceito de oferta orgânica descrito por Nixon (1995), podemos assumir que a concentração e a composição da MO sedimentar são indicadores importantes do estado trófico dos ambientes marinhos (Fabiano *et al.*, 1995). Nesse sentido, os registros principais do carbono orgânico dos sedimentos, bem como os marcadores bioquímicos específicos (sílica biogênica e lipídios), foram utilizados para descrever as tendências a longo prazo de insumos crescentes de MO derivada de algas (Zimmerman & Canuel, 2000). Os sistemas eutróficos tendem a acumular grandes quantidades de carbono orgânico causando uma mudança na composição bioquímica da MO (Danovaro *et al.*, 1993; Tselepides *et al.*, 2000). De fato, devido à natureza conservadora do carbono orgânico sedimentar, as mudanças no estado trófico dos sedimentos podem ser mais evidentes em termos de composição de MO (por exemplo, proporção de proteínas/carboidratos) do que em termos de concentração de matéria orgânica/carbono orgânico (Fabiano *et al.*, 1995; Danovaro *et al.*, 1999). Segundo Dell'Anno *et al.* (2002), definiu-se que o uso de composição bioquímica da MO do sedimento pode ser considerado uma ferramenta útil e sensível para a classificação do estado trófico dos sistemas marinhos costeiros (Tabela 1).

Tabela 1: Classificação do estado trófico dos sistemas marinhos costeiros utilizando PRT e CHO (Dell'Anno *et al.*, 2002; Pusceddu *et al.*, 1999, 2003).

Estado Trófico	PRT	CHO
Mesoeutrófico	< 1,5	< 5
Eutrófico	1,5 - 4	5 - 7
Hipertrófico	> 4	> 7

De acordo com Jones (2001), nos sistemas aquáticos, os principais componentes orgânicos disponíveis às bactérias são os biopolímeros: lipídios, carboidratos e proteínas. Os lipídios são mais refratários, pois demandam potencialmente grande quantidade de oxigênio em sua oxidação, por conter pouca quantidade deste elemento em sua estrutura molecular. Esse potencial é

mediado por sua relativa insolubilidade no sistema aquoso, a menos que sejam convertidos em ácidos graxos. Os carboidratos, por outro lado, são mais solúveis e mais facilmente degradados, podendo exercer um efeito considerável e imediato, frequentemente resultando numa rápida queda do oxigênio na coluna d'água. Proteínas são também prontamente degradadas, porém seu impacto pode não estar limitado somente à queda de oxigênio. Sob condições aeróbias, a amônia pode ser liberada em seu processo de degradação e, durante sua conversão em nitrato, o nitrito pode se acumular (Jones, 2001).

A abundância e a composição de materiais orgânicos em sedimentos costeiros dependem de uma combinação complexa de fatores, que envolve fontes e processos físico-químicos desde a coluna d'água (Silva *et al.* 2010). O uso da composição bioquímica do sedimento pode ser considerado uma ferramenta útil e sensível para classificar o estado trófico dos ecossistemas marinhos e costeiros (Martin *et al.* 1987, Fabiano *et al.* 1999, Pusceddu *et al.* 1999, Dell'anno *et al.* 2002, Martins *et al.* 2015, Martins *et al.* 2016). As taxas entre os biopolímeros são úteis para avaliar a origem da MO sedimentar e têm sido amplamente utilizados em ambientes marinhos, ribeirinhos e em lagoas para a identificação de regiões mais poluídas e eutrofizadas (Fontana *et al.* 2010, Silva *et al.* 2010, Laut *et al.* 2016).

Sistemas eutrofizados tendem a acumular grandes quantidades de carbono orgânico, causando uma mudança de composição bioquímica da MO (Danovaro *et al.*, 1993). A razão PRT:CHO está ligada à participação da fração nitrogenada na composição da MO e valores elevados (>1) sugerem aumento de produtividade de ambientes mais proximais como estuarinos e costeiros (Martin *et al.*, 1987; Fabiano & Danovaro, 1999) com possíveis alterações do estado trófico dos sedimentos devido a influências antrópicas. Valores de PRT:CHO < 1 indicam a predominância de MO (MO) envelhecida e > 1 a presença de material fresco de origem recente (Danovaro & Fabiano, 1997).

Apesar do baixo potencial econômico, os lagos salinos têm um alto valor significativo ambiental e científico (Williams, 2002). Isso ocorre porque o uso da água dos lagos salinos é limitado para beber, irrigar ou usar industrialmente devido aos níveis mais elevados de sais. Porém, em alguns casos, estes sais podem ser precipitados e vendidos (Kalff, 2002). A pesca também é limitada

devido à baixa biodiversidade de peixes presentes nos lagos salinos (Kalff 2002; Williams, 2002). Entretanto, os lagos salinos têm outros usos, incluindo valores culturais, estéticos, recreativos ou científicos que superam esses fatores econômicos. Em particular, a importância de preservar e manter um ecossistema saudável é o valor científico associado a esses lagos (Williams, 2002).

O trabalho científico realizado em lagos salgados mudou seu foco ao longo do tempo, indo das características morfológicas desses ecossistemas até, mais recentemente, desvendar como ocorre a dinâmica dos processos hidrológicos e ecológicos em seu interior. Compreender o funcionamento do lago salino é importante para implementar práticas de gestão mais eficazes na proteção e manutenção desses ecossistemas (Goater, 2003). Uma vez que os lagos salinos muitas vezes respondem drasticamente à mudança ambiental, isso traz uma excelente oportunidade de pesquisa científica para avaliar flutuações na química da água, hidrologia, produtividade orgânica, características da bacia hidrográfica, clima e biodiversidade (Melack, 1988; Kalff, 2002).

As lagoas constituem 15% da zona costeira mundial e estão entre os ecossistemas mais produtivos da biosfera. Na costa brasileira são encontradas em maior quantidade nos estados do Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul (Barroso & Bernardes, 1995). Através de pesquisas nesses sistemas lacustres fechados podemos determinar as condições ambientais do passado (Oliveira *et al.*, 2012). As lagoas costeiras variam em tamanho e diferenciam-se quanto ao grau de salinidade (Roland, 1998). Caracterizam-se por serem ambientes rasos e por sofrerem forte ação dos ventos, fatores estes que geralmente levam a uma maior homogeneidade da coluna d'água (Petruccio, 1998), com localização em clima árido, semiárido e tropical (Santelli, 1988). Para a formação das lagoas costeiras salinas são necessárias condições climáticas e geológicas específicas, como por exemplo: grande acúmulo de sais, derivados de solos e rochas de bacias de drenagem ou precipitação oriunda da água do mar e onde a evaporação é superior à precipitação pluviométrica e a salinidade torna-se igual ou superior a 50 (Savenije & Pagès, 1992).

O foco deste estudo será a Lagoa Vermelha/RJ. Esta constitui-se em uma região de notável interesse científico (geológico, biológico e paleontológico) e econômico devido à existência de estromatólitos carbonáticos (sedimentos

microbianos formados ao longo das eras geológicas), dolomíticos e outras condições exclusivas. Os estromatólitos são estruturas organo-sedimentares formadas pelo trapeamento dos sedimentos com minerais precipitados a partir de comunidades microbianas bentônicas (Golubic, 1975). Estas estruturas remontam desde o Pré-Cambriano, que foi considerada a “Era dos Estromatólitos” (Srivastava, 1997) e a “Idade das Cianobactérias” (Hoek *et al.*, 1998), em face da biota estar dominada por estes microrganismos. As construções estromatolíticas apresentam três estágios de desenvolvimento: esteiras microbianas, estromatólitos estratiformes e estromatólitos individuais (Silva e Silva, 2002), onde são verificadas espécies de cianobactérias cocóides e filamentosas (Horodysky *et al.*, 1977).

As esteiras microbianas são provavelmente as comunidades biológicas mais antigas conhecidas. Esteiras microbianas contemporâneas oferecem uma oportunidade para estudar homólogos vivos de ecossistemas antigos e interpretar o registro de estromatólitos (Des Marais, 1990). São comunidades microbianas coesas, compostas por um consórcio de bactérias dominadas por cianobactérias fotoautotróficas (Nisbet & Fowler, 1999), geralmente anoxigênicas (bactérias purpúreas sulfurosas) e bactérias sulfato-redutoras, todas incorporadas em substâncias poliméricas extracelulares (EPS). As esteiras microbianas são onipresentes na natureza e são comumente encontrados nas superfícies de sedimentos ou massas flutuantes na água do mar (Bebout *et al.* 1987; Otte *et al.* 1999), lagoas hipersalinas (Hoehler *et al.* 2001; Nuebel *et al.* 2001), estuários (Olendzenski 1999), ambientes de água doce (Brunberg *et al.* 2002), fontes termais (Hiraishi *et al.* 1999; Nakagawa & Fukui 2002), solo (Steppe *et al.* 1996; Watanabe *et al.* 2000) e aberturas hidrotermais (Lutz *et al.* 2001). O fato das esteiras microbianas terem uma história evolutiva de 3,5 bilhões de anos atesta sua capacidade de adaptação a ambientes hostis por meio de atividades mediadas por células e comunidades (Des Marais, 1990; Hoehler *et al.*, 2001), sendo essas comunidades microbianas um componente importante do ciclo de carbono global (Dupraz *et al.* 2009; Ahrendt *et al.* 2014).

Além das comunidades bacterianas e das cianobactérias, temos recentemente estudos que mostram a participação efetiva dos vírus na construção das esteiras microbianas, pois participam da produção de

organominerais. Nas esteiras microbianas, os microrganismos medeiam a formação de camadas minerais constituídas tipicamente de carbonatos. Acredita-se que as paredes celulares, bainhas e substâncias poliméricas extracelulares sejam os principais modelos para a precipitação mineral. Dados experimentais revelam que a precipitação mineral ocorre diretamente nos vírus livres e, como resultado de infecções virais, nos restos celulares resultantes da lise celular. Os vírus são inicialmente permineralizados por silicatos de magnésio amorfo, que depois se alteram para nanoesferas de carbonato de magnésio de 80 a 200 nm de diâmetro durante a diagênese (Pacton *et al.* 2014).

Ambientes hipersalinos abrigam as maiores densidades virais com concentrações entre 10^8 e 10^9 partículas semelhantes a vírus (VLP) por mililitro (Bettarel *et al.* 2011; Sime-Ngando *et al.* 2011; Santos *et al.* 2012). A maioria dos vírus são bacteriófagos de eubactérias e arqueias, e seu número está normalmente correlacionado com a abundância bacteriana (Guixa-Boixareu *et al.* 1996; Wommack *et al.* 2000; Bettarel *et al.* 2010) e aumenta com a concentração de sal (Pedró-Alió *et al.* 2000). Há evidências de que os sistemas eutróficos têm maior abundância de vírus do que os oligotróficos como resposta à maior abundância bacteriana e fitoplanctônica (Hanson *et al.* 2017).

A Lagoa Vermelha foi selecionada para o desenvolvimento deste estudo por possuir características importantes relacionadas ao estudo das construções biossedimentares, que representam o mais antigo registro de vida que já existiu no passado geológico (Lopes *et al.*, 1986, Demergasso *et al.*, 2003, Silva e Silva *et al.*, 2004, Vasconcelos *et al.* 2006). Está localizada entre os municípios de Araruama e Saquarema na Região dos Lagos/RJ, inserida em uma Área de Proteção Ambiental (APA) da Restinga da Massambaba. Entretanto, esta lagoa está sujeita aos efeitos do crescimento urbano, sem estrutura de saneamento e que utiliza a lagoa como receptor de esgoto. Desta forma, assim como os ambientes costeiros (Preisler *et al.*, 2007), as lagoas hipersalinas e suas respectivas esteiras microbianas estão ameaçadas pela eutrofização (Ahrendt *et al.*, 2014; Rajkumar *et al.*, 2013), podendo comprometer essas estruturas carbonáticas nela presente.

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Estabelecer o estado trófico de uma lagoa hipersalina – Lagoa Vermelha - com abordagem *multiproxy*.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

A abordagem *multiproxy* para o estabelecimento do estado trófico da Lagoa Vermelha será através dos seguintes parâmetros:

- a) determinar a profundidade da lagoa;
- b) determinar os parâmetros físico-químicos na coluna d'água: potencial de óxido-redução, pH, saturação de oxigênio, oxigênio dissolvido, sólidos totais dissolvidos, turbidez e temperatura;
- c) quantificar na coluna d'água o número de bactérias e de vírus, amônia, nitrito, fósforo total e inorgânico, clorofila-*a*, feopigmentos e biopolímeros;
- d) quantificar no sedimento superficial granulometria, MO, carbonatos, fósforo total, inorgânico e orgânico, número de bactérias e biopolímeros;
- e) descrever a estrutura da esteira microbiana utilizando a microtomografia, microscópio eletrônico de varredura com EDS.

4 ÁREA DE ESTUDO:

A Lagoa Vermelha é uma lagoa hipersalina situada entre as cidades de Araruama e Saquarema, à aproximadamente 110 km de distância da cidade de Rio de Janeiro (Figura 1), pertencente à APA de Massambaba (Oliveira *et al* 2012). É um corpo d'água raso com uma profundidade máxima de 1,7 m e cobre uma área de aproximadamente 2,4 km² e suas margens são limitadas por uma camada bem desenvolvida de esteira microbiana. Seu nome deriva da coloração de tapetes de cianobactérias que cobrem o fundo em camadas que chegam a atingir um metro de espessura estando, porém ausentes em sua parte central da lagoa (Kjerfve e Knoppers, 1999).



Figura 1: Localização da Lagoa Vermelha.

A geomorfologia da região onde a Lagoa Vermelha se encontra é dominada por montanhas e planícies e a geologia é composta por depósitos quaternários de bancos de areia e campos de dunas recentes. A datação por carbono radioativo (C¹⁴) indica que a lagoa tem cerca de 4.500 anos A.P. (Coe Neto *et al*, 1986).

Em 1981, um canal de água doce com cerca de 3 m de profundidade foi construído em torno da lagoa para evitar entradas de água subsuperficiais (Höhn & Tobschall, 1996) e foi artificialmente dividida em três compartimentos para a construção de salinas para extração de sal (Hermida e Carvalhale, 2005). De acordo com Primo & Bizerril (2002), este ecossistema está conectado à Lagoa de Araruama através de uma vala dentro da área da salina. Além disso, durante o trabalho de campo observou-se um canal artificial que também conecta as duas lagoas (Höhn & Tobschall, 1996).

O balanço hídrico é controlado por precipitação, evaporação e entrada de águas subterrâneas de origem marítima e continental (Maddock, 1999). Os dados

meteorológicos indicam temperaturas que variam entre 19 a 31° C e a precipitação anual é de cerca de 900 mm, enquanto a evaporação atinge 1.400 mm (Barbiere, 1985). A lagoa está inserida em um contexto climático de transição entre o clima tropical com chuvas de verão e seca de inverno, e o semiárido quente, com predomínio de ventos de direção nordeste ao longo do ano com variações na velocidade, que se intensifica no período inverno/primavera. Devido a pouca profundidade da lagoa e a forte ação dos ventos na região, a coluna d'água não se apresenta estratificada (Höhn *et al.* 1986).

A cobertura vegetal desta região reflete essa grande diversidade geomorfológica, além da história paleoevolutiva do sudeste brasileiro e do clima atual. É uma reminiscência da vegetação existente durante os períodos glaciares do Pleistoceno mais secos e mais frios (Ab'Saber, 1974). Compreende principalmente formações de restinga, mata atlântica e árvores baixas que cobrem a região costeira entre Arraial do Cabo e Armação de Búzios, bem como manguezais e ambientes inundados, como pântanos. Recentemente, as florestas nativas foram quase completamente removidas e substituídas por pastagens, mantendo-se ainda pequenas manchas isoladas de florestas (INEA, 2017).

A Lagoa Vermelha é a lagoa costeira mais hipersalina do Brasil (registrando salinidades de cerca de 60 em média, máximo 120) e seu nome está relacionado à enorme proliferação de esteiras microbianas, onde além de outros grupos de bactérias e algas, são as bactérias purpúreas que dão uma aparência avermelhada ao sedimento inferior (Silva e Silva *et al.* 2004). Estruturas de estromatólitos com três estágios de desenvolvimento compostos por camadas sobrepostas de sedimentos, minerais precipitados e coccoídes e cianobactérias filamentosas estão presentes na Lagoa Vermelha (Horodysky *et al.* 1977).

A estrutura domótica dos estromatólitos pode ser observada nas margens dos setores leste e central da lagoa. De acordo com Mansur *et al.* (2012), a Lagoa Vermelha tem um uso potencial muito importante para atividades educacionais, científicas e geoturísticas devido à sua particular geomorfologia e sedimentologia (incluindo mineralogia). A lagoa representa um ecossistema frágil que é ameaçado por mudanças climáticas e influências antropogênicas.

5 MATERIAIS E MÉTODOS

5.1 Amostragem

Os dados batimétricos foram coletados com um ecobatímetro (GARMIN) de dupla frequência (50 e 200 kHz) posicionados com GPS. O mapa para o segmento central foi obtido usando o software Surfer 7.0 (datum WGS 84) com isobases em intervalos de 0,1 m.

Como foi observada a não estratificação da coluna de água, foram coletadas amostras de água e de sedimento superficiais em 7 pontos centrais (V1 a V7), apresentados na Figura 2 e Tabela 2, seguindo a proposta de Hohn *et al* (1986), no mês de dezembro de 2014. O período de coleta foi durante o verão, estação sazonal regida por alta incidência solar, elevadas temperaturas e alta taxa de evaporação.

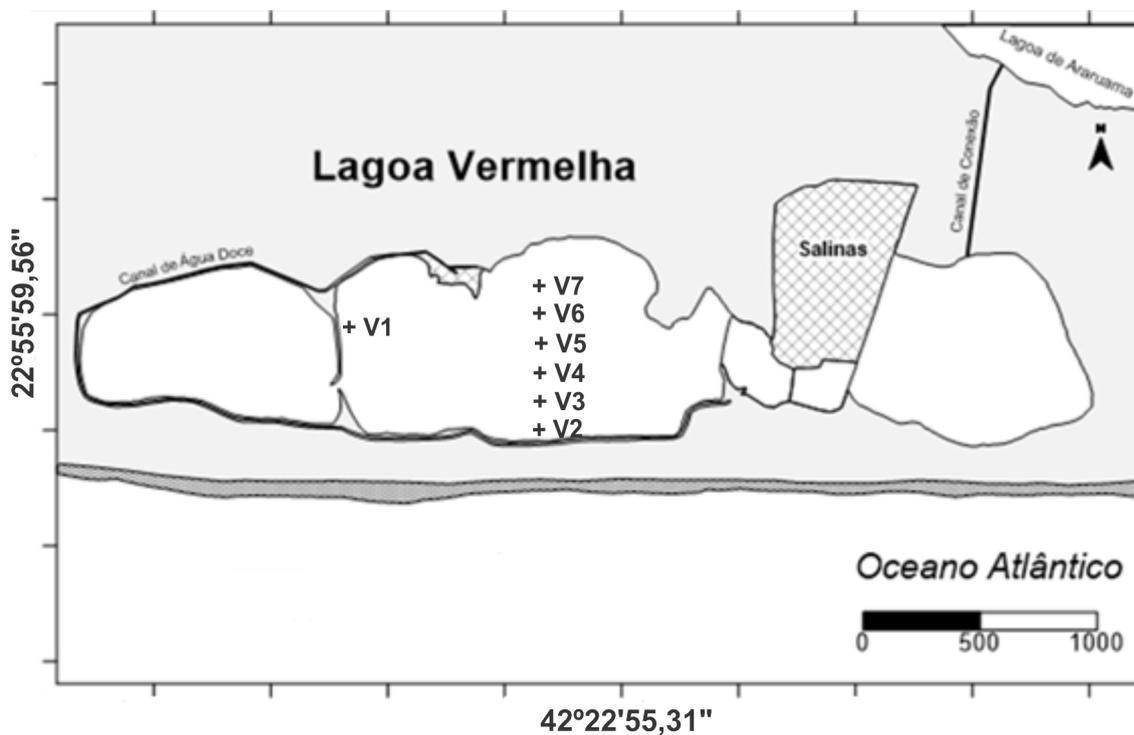


Figura 2: Mapa da Lagoa Vermelha

Tabela 2: Coordenadas geográficas dos pontos de coleta em graus, minutos e segundos.

Amostra	Latitude Sul	Longitude Oeste
V1	22°55'45,95"	42°23'36,44"
V2	22°56'0,34"	42°23'8,06"
V3	22°55'57,12"	42°23'8,30"
V4	22°55'52,42"	42°23'8,63"
V5	22°55'47,75"	42°23'9,25"
V6	22°55'44,24"	42°23'9,39"
V7	22°55'40,09"	42°23'9,82"

As amostras de água e os dados *in situ* foram coletados usando uma garrafa de Van Dorn e foram medidos pH, temperatura, oxigênio dissolvido, turbidez e potencial de oxi-redução. Cerca de 1 L de água foi filtrada através de um filtro de fibra de vidro GF/F Whatman, a fim de obter as frações totais de sólidos dissolvidos e pigmentos. E em outra fração da água, foram analisadas nutrientes, biopolímeros e número de células bacterianas em laboratório.

As amostras de sedimento foram coletadas com amostrador tipo Van veen e analisadas para granulometria, MO, distribuição de carbonato e fósforo. Os biopolímeros e o número de células bacterianas também foram analisados nas amostras de sedimentos e de água em todas as estações de coleta (V1 a V7). Nas Tabelas 3 e 4 temos o resumo das amostragens e suas análises.

As partículas semelhantes a vírus halofílicos (VLPs) também foram analisadas em amostras de interface água-sedimento nos locais V1, V5 e V7.

Tabela 3: Resumo da amostragem e análises abióticas realizadas.

Estratos	Amostra	Parâmetros físico-químicos	Nutrientes e pigmentos	Granulometria
Água superficial	V1 a V7	X	X	
Interfase água-sedimento	V1, V5 e V7			
Sedimento superficial	V1 a V7			X

Tabela 4: Resumo da amostragem e análises microbiológicas realizadas.

Estratos	Amostra	Biopolímeros	Células Bacterianas	Vírus Halofílicos	Produção Biomineral
Água superficial	V1 a V7	X	X		
Interfase água-sedimento	V1, V5 e V7		X	X	
Sedimento superficial	V1 a V7	X	X		X

5.2 Métodos analíticos

A temperatura e a salinidade da água foram mensuradas com a utilização do termosalinômetro (YSI30), termômetro convencional e refratômetro (Auto-sal, Guildeline, modelo (8400 A).

A transparência da água foi aferida com a utilização de um disco de *Secchi* (DIGILAB) e dessa forma a transparência da água foi calculada a partir da profundidade de desaparecimento do disco de *Secchi*, determinando assim os limites e a espessura da camada eufótica, estabelecida entre zero metro (superfície) e a profundidade onde é registrada apenas 1% da luz incidente (ESTEVES, 1988).

O oxigênio dissolvido (OD) foi determinado através do oxímetro (Oxi330i WT). A medição da condutividade elétrica (CE), o potencial de oxirredução (ORP), pH e os sólidos totais dissolvidos (STD) foram realizados através do condutivímetro (AZ MOD8650),

O tamanho do grão foi determinado por peneiramento úmido com peneira de teflon de 63 μ m. O material foi seco em estufa a 60°C, com posterior determinação da massa e o resultado expresso como sedimentos finos (tamanho de partícula < 63 μ m). A MO total foi determinada pelo método de calcinação e estimada como a diferença entre o peso seco do sedimento (60° C, 24 h) e o peso do resíduo após a combustão (450°C, 4 h) (Byers *et al* 1978). Os teores de carbonato foram obtidos gravimetricamente entre a diferença de peso antes e após a acidificação (HCl 1M) até a completa dissolução dos biodetritos de carbonato. O fósforo orgânico foi determinado de acordo com o método de ignição de Aspila *et al.* (1976), obtida indiretamente pela diferença entre fósforo total e fósforo inorgânico, que foram determinados por espectrofotometria de absorção

molecular (Grasshoff *et al.*, 1983).

Os métodos de análise química para nitrito (N-NO_2^-), amônio (N-NH_4^+), fósforo total (P_{total}) e inorgânico (P_{inorg}) basearam-se em procedimentos padrão de Strickland & Parsons (1965) e Grasshoff *et al.* (1999). Foram quantificados de acordo com curvas de calibração, utilizando soluções padrões para obtenção dos resultados. A clorofila-*a* e os feopigmentos foram quantificados utilizando a metodologia de Lorenzen e Jeffrey (1980).

As VLPs foram quantificadas a partir de amostras de interface de água-sedimento nos pontos V3, V5 e V7, de acordo com a metodologia proposta por Patel *et al.* (2007) e após eluição por adsorção em membranas polarizadas (Katayama *et al.*, 2002). Foram caracterizados com base na morfologia, tamanho e uniformidade estrutural de acordo com protocolo descrito por KUTTER, *et al.* (2011) e LEE *et al.* (2011). O corante Sybr Green I e microscópio de epifluorescência (Axiops 50, Zeiss, Texas Red-Isotiocyanate Fluorescein-DAPI-Isotiocyanate Filter) foram utilizados para a quantificação dos VLPs.

O número de células bacterianas foi determinado nas amostras de água e sedimentos superficiais, de acordo com a metodologia proposta por Kepner & Pratt (1994) em microscópio de epifluorescência (Axiops 50, Zeiss, Texas Red Isotiocyanate Fluorescein-DAPI-Isotiocyanate Filter), com a utilização do corante Laranja de Acridina.

As partículas virais contadas foram diferenciadas das bactérias através da análise do tamanho da partícula viral em comparação com célula bacteriana e pela diferença da intensidade da fluorescência emitida por esses dois microrganismos sob a ação dos corantes (LUEF *et al.*, 2009).

Os carboidratos (CHO) foram quantificados em amostras de água e sedimentos, de acordo com Gerchacov e Hatcher (1972), modificado por Dubois *et al.* (1956). Os dados foram expressos em equivalentes de D-glicose. As proteínas (PRT) foram quantificadas de acordo com o método proposto por Hartree (1972) e modificado por Rice (1982). Os dados foram expressos em equivalentes de albumina de soro bovino (BSA - fração V). Os lipídios (LPD) foram extraídos com clorofórmio:metanol e quantificados de acordo com Marsh e Wenstein (1966). Os dados foram expressos em equivalentes de tripalmitina. As

concentrações de carbono biopolimérico (BPC) foram calculadas como a soma dos equivalentes de carbono PRT, CHO e LPD, utilizando fatores de conversão obtidos a partir da análise elementar de moléculas padrão BSA, glicose e tripalmitina (0,49, 0,40 e 0,75, respectivamente) (Fabiano *et al*, 1995).

Em todas as análises espectrofotométricas utilizou-se o espectrofotômetro óptico Spectronic 20D.

Para analisar a produção biomineral nas esteiras microbianas, amostras foram coletadas manualmente e três camadas foram identificadas com base na cor e nos processos metabólicos bacterianos segundo Smith *et al.* (2008). Antes da dissecação da camada, as amostras foram submetidas a microtomografia computadorizada usando o scanner GE Vtomex M-300 (70 kV; 200 μ A; tamanho voxel: 44,65 μ m) e o SkyScan1173 (sensor flatpanel, 1,0 Filtro de alumínio mm, 130 kV e 61 μ A, binning da câmera 1x1, tamanho do pixel: 34,01 μ m). As imagens foram processadas usando o software Avizo® e CTAn®. Em seguida, as camadas foram dissecadas e analisadas sob microscopia óptica polarizada e microscopia eletrônica de varredura com EDS (Jeol, modelo JSM 6460 LV, Japão, 20 kV, EDS: NORAN System Six, amostras revestidas de ouro).

6 RESULTADOS

As coordenadas geográficas das amostras de água e de sedimentos superficiais estão discriminadas na Figura 2. A pesquisa batimétrica identificou que a borda da lagoa tinha até 0,5 m, a parte do meio até 0,8 m e a parte central, 0,9 m. Apenas um núcleo central pequeno tinha profundidades entre 1,0 e 1,4 m (Figura 3).

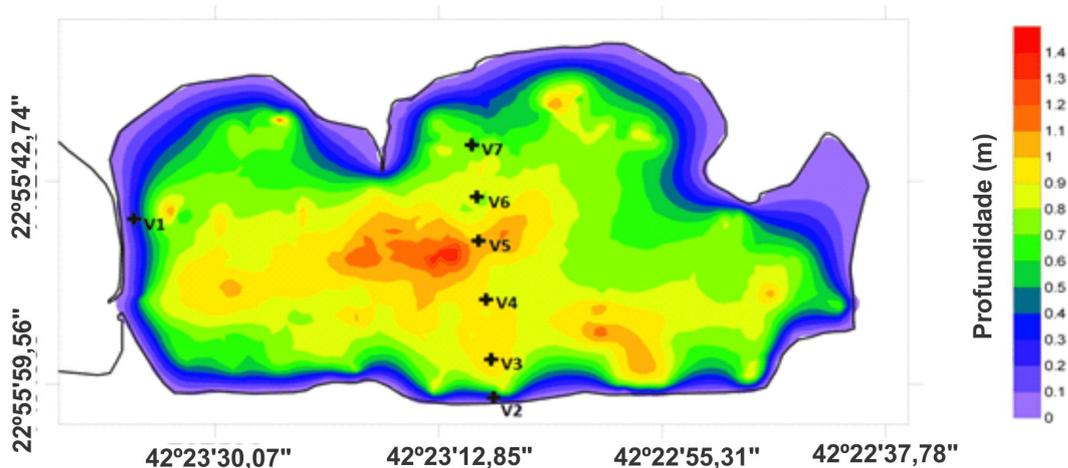


Figura 3: Levantamento batimétrico da Lagoa Vermelha (V1 a V7 são amostras de água e de sedimentos superficiais).

A temperatura na coluna de água variou de 23,15 a 23,50°C. O oxigênio dissolvido variou de 3,04 a 4,84 mg.L⁻¹, com saturação de 65,1 para 81,3%. O pH variou de 7,00 a 7,11. A salinidade foi superior a 70. Outros dados físico-químicos, como o potencial de óxido-redução, sólidos dissolvidos totais e turbidez estão descritos na Tabela 5.

Nas amostras de água superficial, as concentrações de amônio variaram de 2,06 a 5,98 µg.L⁻¹ e nitrito de 0,61 a 16,11 µg.L⁻¹. As concentrações de nitrato e nitrogênio total não puderam ser determinadas nessas amostras pelo método atual de análise de nitratos, por ser vulnerável à interferência de outros solutos (Grasshoff *et al.*, 1999; Colman *et al.*, 2010). O fósforo inorgânico e total variou de 0,75 a 1,52 µg.L⁻¹ e 1,32 a 4,50 µg.L⁻¹, respectivamente. A clorofila-a, feopigmentos e o número de bactérias estão descritos na Tabela 3. A distribuição dos biopolímeros foi CHO>PRT>LPD, conforme indicado pelo PRT:CHO<1,0 e PRT:LPD>1,0 (Tabela 6). O carbono biopolimérico (BPC), que representa o

carbono orgânico disponível, variou de 13,24 a 17,29 mg C.g⁻¹ e CHO variou de 86 a 96% (Tabela 6).

Tabela 5: Caracterização físico-química da coluna d'água da Lagoa Vermelha (potencial de oxirredução (ORP), pH, oxigênio dissolvido (OD) e saturação de oxigênio, sólidos dissolvidos totais (TDS), turbidez e temperatura (T)).

Amostra	ORP (mV)	pH	Saturação oxigênio (%)	OD (mg/L)	TDS (ppt)	Turbidez (UNT)	T (°C)
V1	91,0	7,03	81,3	4,84	57,16	15,4	23,2
V2	91,6	7,04	73,8	3,43	66,32	14,8	23,2
V3	91,2	7,06	74,0	3,64	61,19	12,5	23,2
V4	86,7	7,08	74,4	3,96	59,50	11,8	23,3
V5	83,3	7,11	65,1	3,04	58,80	14,5	23,5
V6	83,6	7,09	75,0	3,49	64,01	12,6	23,3
V7	88,6	7,00	71,7	3,75	55,30	11,4	23,3

Tabela 6: Número de células, nutrientes (nitrito, amônio, fosfato inorgânico e total), clorofila-*a* e feopigmentos, biopolímeros e carbono biopolimérico (BPC) das amostras da coluna d'água na Lagoa Vermelha.

Amostra	Bactéria (cel.mL ⁻¹)	Nutrientes (mg.L ⁻¹)				Pigmentos (µg.L ⁻¹)		Biopolímeros (µg.L ⁻¹)			BPC (%)			
		N- NO ₂ ⁻	N- NH ₄ ⁺	P _i	P _{total}	Chl <i>a</i>	Php	PRT	CHO	LPD	BPC (µgC.L ⁻¹)	BPC PRT	BPC CHO	BPC LPD
V1	2,96 x10 ⁸	1,00	2,06	0,79	1,32	5,85	4,83	0,87	34,22	0,24	14,29	3	96	1
V2	1,98 x10 ⁸	0,61	3,47	1,03	3,89	43,95	2,63	1,30	32,57	0,55	14,08	5	93	3
V3	2,16 x10 ⁸	0,69	3,67	1,11	4,50	45,39	70,18	0,22	30,78	0,95	13,24	2	93	5
V4	2,79 x10 ⁸	0,61	3,57	1,28	1,44	49,13	33,48	3,04	34,57	0,95	16,03	9	86	4
V5	2,49 x10 ⁸	0,73	5,98	1,52	4,50	30,44	18,53	1,45	33,86	1,86	15,65	5	87	9
V6	2,40 x10 ⁸	1,00	4,12	0,75	4,05	20,83	11,69	3,77	38,16	0,24	17,29	11	88	1
V7	2,71 x10 ⁸	0,75	3,57	0,75	1,93	50,20	7,74	1,59	36,47	1,15	16,23	5	90	5

PRT = proteína; CHO = carboidrato; LPD = lipídeo

A distribuição de carbonato mostrou padrão inverso em comparação com sedimentos finos (silte + argila), sendo a borda da lagoa carregada em biodetritos (93,9%) e os pontos centrais em sedimentos finos (69,8%). O teor de areia foi menor, atingindo o máximo de 8,6% na borda. O material orgânico variou de 2,7% para 30,7% e seu padrão de distribuição seguiu o conteúdo de sedimentos finos. O fósforo total variou de 79 a 832 $\mu\text{g.g}^{-1}$ e a forma orgânica foi entre 7 e 63% do fósforo total. O fósforo total, inorgânico e orgânico mostrou a mesma tendência da MO e conteúdo de sedimentos finos (Tabela 7).

Tabela 7: Granulometria (silte + argila, areia), carbonatos e nutrientes (P_{inorg} , P_{org} e P_{total}) de amostras de sedimentos da Lagoa Vermelha.

Amostra	Granulometria (%)		Carbonatos (%)	Nutrientes ($\mu\text{g.g}^{-1}$)		
	Silte+Argila	Areia		P_{inorg}	P_{org}	P_{total}
V1	5,3	8,6	80,3	73	10	83
V2	49,1	0,8	34,8	127	106	233
V3	68,0	0,5	9,2	252	194	446
V4	68,3	0,1	7,9	309	524	832
V5	53,8	0,4	28,3	173	109	282
V6	34,8	0,5	51,5	125	81	207
V7	41,5	0,3	50,5	220	70	291

Nas amostras de sedimentos, as concentrações de PRT, CHO e LPD variaram de 0,54 a 0,93 mg.g^{-1} , de 0,80 a 2,38 mg.g^{-1} e de 2,33 a 2,93 mg.g^{-1} , respectivamente (Tabela 6). A distribuição dos biopolímeros foi $\text{LPD} > \text{CHO} > \text{PRT}$, conforme indicado pelas relações PRT:CHO e $\text{PRT:LPD} < 1,0$ (Tabela 6). O carbono biopolimérico (BPC), que representa o carbono orgânico disponível, variou de 2,19 a 3,50 mgC.g^{-1} e LPD representou aproximadamente 68% desse total (Tabela 8).

Tabela 8: Número de células bacterianas, biopolímeros: proteína (PRT); carboidratos (CHO) e lipídios (LPD) e carbono biopolimérico (BPC) do sedimento de superfície amostrado na Lagoa Vermelha.

Amostra	Bactéria (cel.cm ⁻³)	Biopolímeros (mg.g ⁻¹)			BPC (mgC.g ⁻¹)	BPC (%)		
		PRT	CHO	LPD		BPC _{PRT}	BPC _{CHO}	BPC _{LPD}
V1	4,58 x10 ⁸	0,78	0,93	2,33	2,50	15,0	15	70
V2	2,91 x10 ⁸	0,88	1,47	2,93	3,22	13,0	18	68
V3	3,44 x10 ⁸	0,93	2,30	2,78	3,46	13,0	27	60
V4	3,47 x10 ⁸	0,90	2,38	2,81	3,50	13,0	26	60
V5	2,53 x10 ⁸	0,73	1,54	2,79	3,07	12,0	20	68
V6	3,02 x10 ⁸	0,86	1,36	2,77	3,04	14,0	18	68
V7	3,28 x10 ⁸	0,54	0,80	2,14	2,19	12,0	15	73

As partículas semelhantes a vírus halofílicos (VLPs) encontradas em amostras na interface água-sedimento (V3, V5 e V7) apresentaram morfologias semelhantes às encontradas nos membros da ordem Caudovirales, mais especificamente nas famílias Siphoviridae (infectam bactérias e arqueias), Myoviridae (infectam bactérias e arqueias, tendo como alvo principal o Firmicutes) e Podoviridae (infectante de pseudomonas e que degradam celulose e clostridium), (Figura 4). Somente as amostras V5 e V7 apresentaram VLPs pertencentes às três famílias de vírus. Na V5 houve predominância da família Myoviridae. Na interface água-sedimento de Lagoa Vermelha predominou Myoviridae (42%), seguido por Podoviridae (33%) e Siphoviridae (25%).

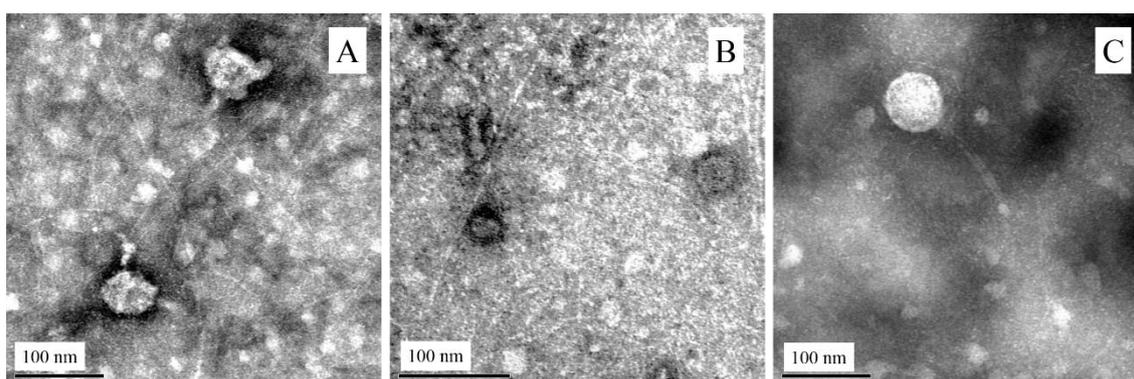


Figura 4: Micrografias em microscopia eletrônica de transmissão - 80kV de amostras coletadas na interface água-sedimento da Lagoa Vermelha (V3, V5 e V7), onde A) Myoviridae B) Podoviridae C) Siphoviridae.

Considerando a abundância de células bacterianas e VLPs na interface água-sedimento, o número de células bacterianas foi 1,4 vezes maior do que

as partículas virais no ponto V3 ($3,6 \times 10^9$ células.mL⁻¹ e $2,55 \times 10^9$ VLPs.mL⁻¹) (Tabela 9). Não houve diferença significativa entre o número de bactérias, partículas virais e as estações de coleta (Factorial ANOVA, variável dependente: número de partículas. mL⁻¹; variáveis categóricas: Estação e tipo de partícula (bactéria / vírus); Estação: F = 0,697, df = 2; p = 0,517; Tipo de partícula: F = 0,618; df = 1; p = 0,447; Estação * Tipo de partícula: F = 0,541; df = 2; p = 0,596. As razões de células bacterianas / VLPs foram: V3=2.17; V5=0.96; V7=1.08).

Tabela 9: Biomassa bacteriana e VLPs nas amostras de interface água-sedimento.

Amostra	Bactérias (10 ⁹ células.mL ⁻¹)	VLPs (10 ⁹ células.mL ⁻¹)
V3	5,73	2,63
V5	2,20	2,28
V7	2,96	2,73
Média	3,63	2,55

A amostra de esteira microbiana mostrou camadas de precipitação de carbonato alternadas com camadas orgânicas não-litificadas verde, roxo e cinza escuro (Figure 5A). Cianobactérias foram encontradas na camada mais superficial. Bactérias purpúreas sulfurosas estão localizadas entre a camada de cianobactérias e as de bactérias sulfato-redutoras. A atividade microbiana das bactérias fotossintéticas e das sulfato-redutoras é responsável pela precipitação de carbonato de cálcio, em processo denominado organo-sedimentação. Este processo é mediado pelas substâncias poliméricas extracelulares (EPS) do biofilme e inclui o aprisionamento e ligação de sedimentos detríticos e organominerais. Assim pode-se observar conglomerados de camadas orgânicas não-litificada ou biofilme (amarelo), precipitação de carbonato e sedimentos detríticos (vermelho) e conchas (branco) nas Figuras 5 B, C e D, respectivamente.

Através da análise de microtomografia computadorizada, o volume total da amostra de esteira microbiana foi de 52,35 cm³. O volume das camadas 1, 2 e 3 foi de 5,13 cm³, 5,63 cm³ e 7,32 cm³, respectivamente. A primeira camada tem a maior porcentagem de camada orgânica não-litificada ou biofilme (98%) e a terceira camada tem a maior porcentagem de carbonatos precipitados e

sedimentos detríticos (8%). As proporções das camadas orgânicas não-litificadas ou biofilme e carbonatos precipitados são mostradas para cada camada e em relação ao volume total da amostra são mostradas na Figura 6.

A complexidade da estrutura das esteiras microbianas pode ser vista tanto na distribuição estratificada dos organominerais (Figura 7) bem como na intrincada associação de comunidades microbianas do biofilme com os minerais alóctones e organominerais autóctones (Figura 7A). O organomineral produzido é também coberto por biofilme (Figura 7B). Podemos observar na Figura 7C, uma cianobactéria isolada da primeira camada da esteira microbiana e sua produção organomineral. Na primeira e segunda camadas a precipitação de carbonatos ocorreu como CaMg-dolomita, um organomineral produzido pelas comunidades microbianas (Figura 8).

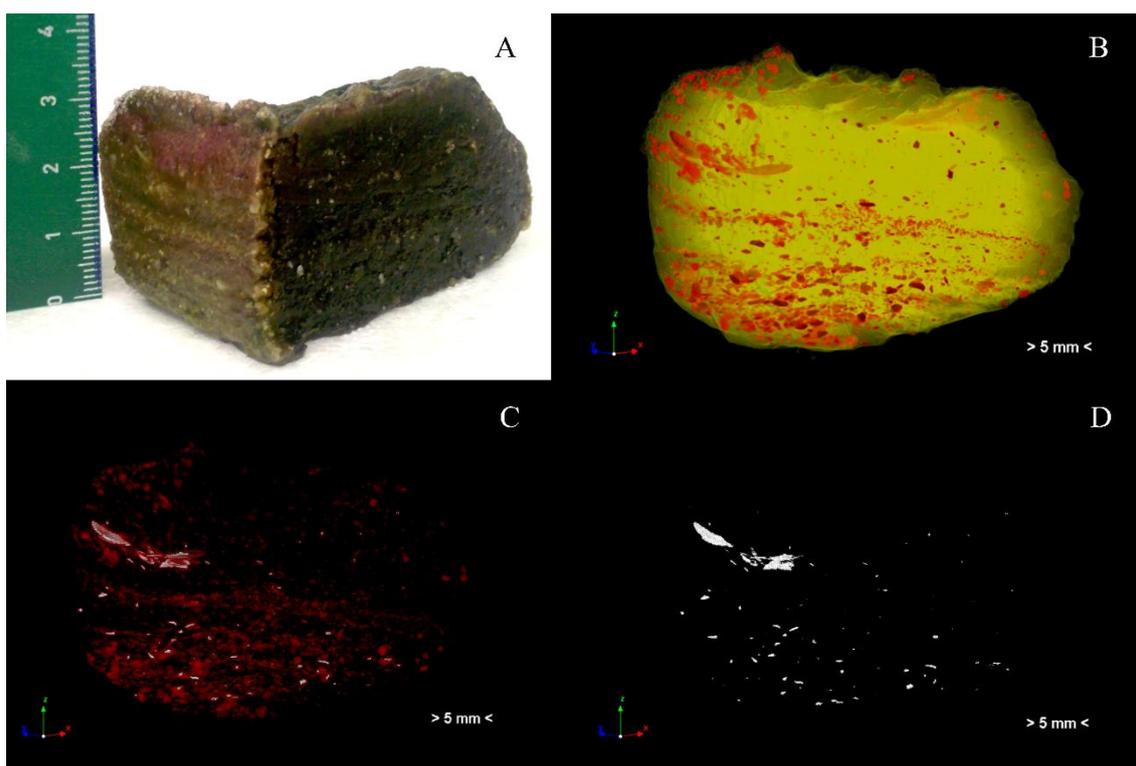


Figura 5: A) amostra de esteira microbiana da Lagoa Vermelha, B a D) segmentação de esteira microbiana por microtomografia computadorizada com biofilme (amarelo), materiais densos (organominerais, grãos e conchas (vermelho) e grandes conchas (branco).

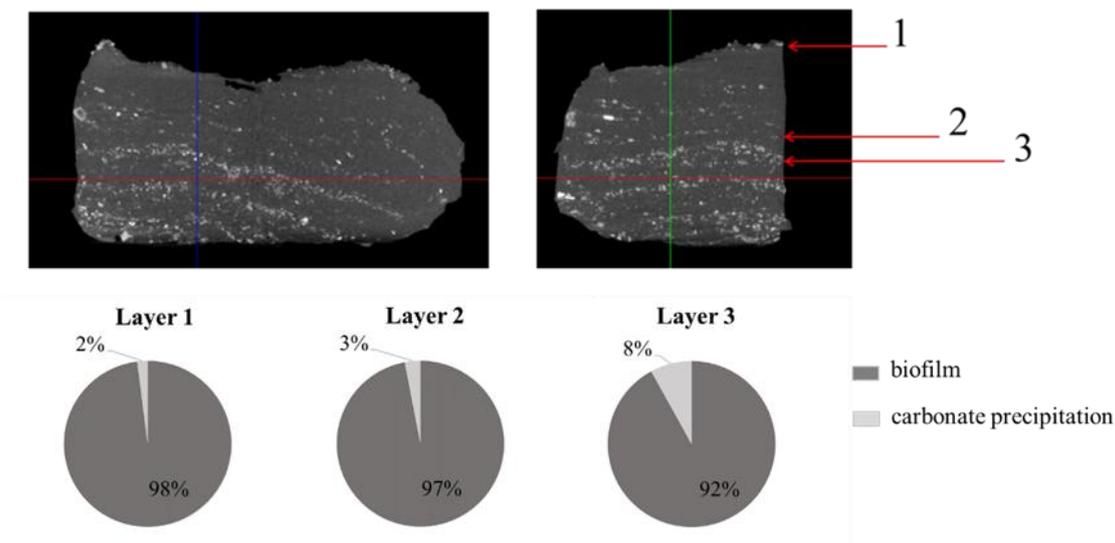


Figura 6: Secções transversais da amostra de esteira microbiana por microtomografia computadorizada, mostrando as camadas 1, 2 e 3, com a precipitação de carbonatos (branco) intercalada com camadas orgânicas não litificadas ou biofilme (cinza), e seus respectivos percentuais nas camadas.

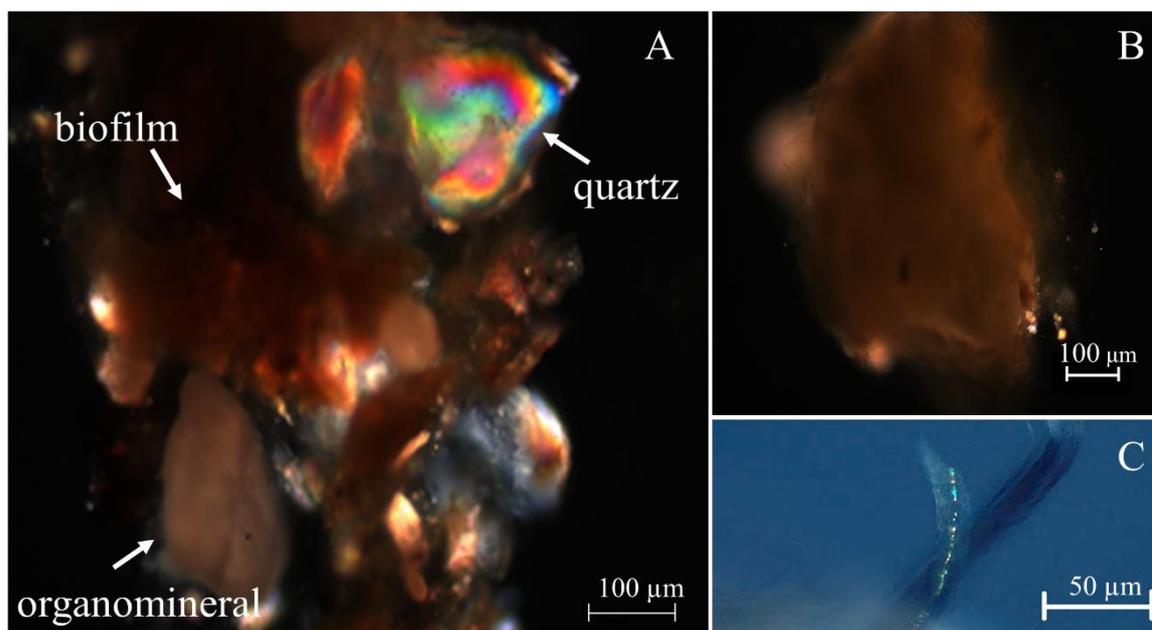


Figura 7: Microscopia óptica de estruturas das esteiras microbianas. A) Conglomerado de grãos de quartzo de origem alóctone, biofilme e organomineral de origem autóctone; B) Organomineral com morfologia irregular coberto por biofilme encontrado nas camadas 2 e 3; C) Cianobactéria e seu organomineral encontrada na camada 1. (A, B e C - microscopia de polarização).

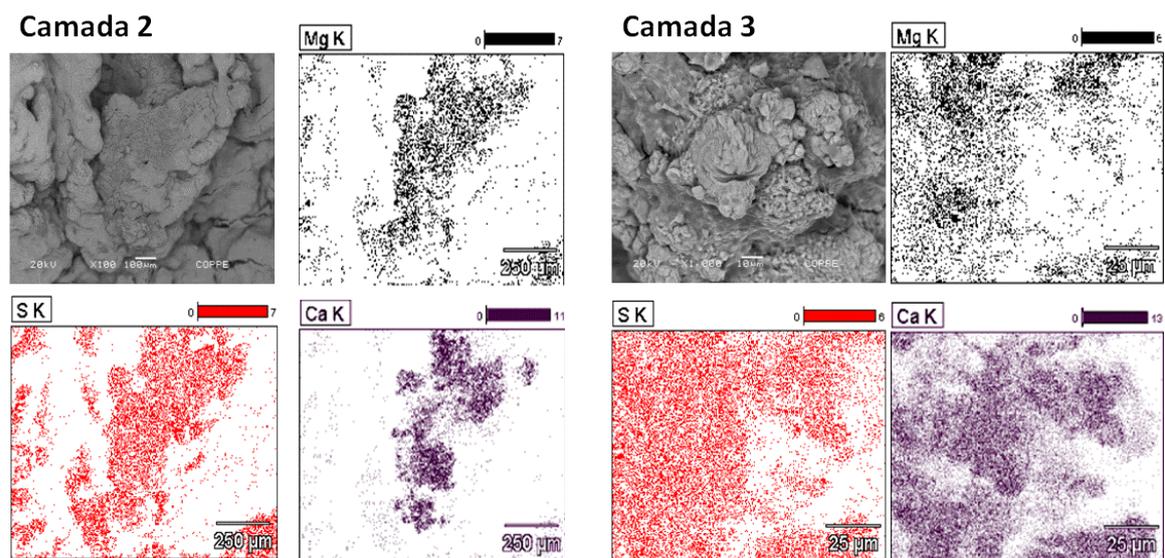


Figura 8: Fotomicrografia mostrando a presença de Mg, Ca e S na primeira e segunda camadas da amostra de esteira microbiana. As concreções no centro indicam a presença do organomineral CaMg-dolomita (MEV com EDS).

7 DISCUSSÃO

Atualmente, a Lagoa Vermelha tem uma profundidade de 1,0 m, com um núcleo central pequeno atingindo uma profundidade de 1,4 m. Em 1986, Hohn *et al.* (1986) descreveram uma coluna d'água com até 1,70 m no inverno. No presente estudo, houve uma maior tendência de acúmulo de material fino, com pouca concentração de carbonatos, nas maiores profundidades. Como esperado, o acúmulo de sedimentos finos também foi associado a maiores concentrações de MO. Hoje em dia, a profundidade máxima sugere que as principais atividades antropogênicas de desmatamento e urbanização estão afetando a lagoa. Como as lagoas são ambientes rasos (Petrucio 1998), a porção central da Lagoa Vermelha tornou-se um ambiente de deposição, por ser o local mais profundo.

Alguns parâmetros físico-químicos da água foram determinados por Hohn *et al.* (1986) durante os anos de 1982 a 1984. Naquela época, a saturação de oxigênio dissolvido (102 a 125%) e o pH (8,47 a 9,37) foram maiores do que nos dias atuais, mas já foi descrita ausência de estratificação. Em comparação com os dados de Hohn *et al.* (1986), no presente estudo a água da Lagoa Vermelha evidenciou uma grande deterioração da qualidade ambiental do sistema, expressa pela diminuição do pH, do oxigênio disponível e pelo aumento dos níveis de turbidez.

Knoppers *et al.* (1999) observou que nas lagoas fluminenses as concentrações de nitrogênio inorgânico dissolvido (DIN) variou de 1 a 10 μM , e continha uma quantidade considerável de amônio. Hoje em dia, a concentração de amônio sozinha representa metade da soma das formas inorgânicas dissolvidas (DIN) e a concentração de nitrito excede a concentração relatada em DIN. Na lagoa hipersalina na África Ocidental, a concentração de amônio e o fósforo inorgânico têm as concentrações 10^3 menores que a Lagoa Vermelha (Bettarel *et al.* 2011). As concentrações de fósforo inorgânico excederam as encontradas na lagoa hipersalina de Araruama, variando de 0,05 a 0,1 μM , e esporadicamente atingiram 1,0 μM devido ao uso de fósforo pela esteira microbiana e sequestro por reações adicionais de carbonato na interface sedimento-água (Knoppers *et al.* 1999 Souza *et al.*, 2003).

A relação entre sedimentos finos e MO reflete a maior área superficial

específica de sedimentos das partículas finas e, portanto, a maior absorvância em suas superfícies (Sundby *et al.* 1992). O conteúdo orgânico de sedimentos da Lagoa Vermelha está na mesma ordem de grandeza relatada para a Baía de Ubatuba (0,97-15,86%) (Burone *et al.* 2003) apesar de ser um ambiente confinado sem aporte de rios.

As concentrações de feopigmentos são um marcador da quantidade de MO produzida pela fotossíntese, de modo que o conteúdo de clorofila-*a* (Chl-*a*) pode ser usado como descritor do estado trófico e produtividade da maioria dos sistemas costeiros estuarinos e superficiais (Manini *et al.* 2001). O aumento de fósforo, nitrito e amônio estimulou o crescimento dos produtores primários, quantificados por Chl-*a* e feopigmentos, favorecendo os processos de eutrofização na Lagoa Vermelha (Bricker *et al.*, 2003).

De acordo com Dell'Anno *et al.* (2002), o carboidrato pode ser usado como um indicador do nível trófico dos sistemas costeiros. Considerando esta classificação, a lagoa estudada ($\text{CHO} < 5 \text{ mg.g}^{-1}$) deve ser considerada como um ambiente mesoeutrófico, como observado na Lagoa de Itaipu (Laut *et al.*, 2016).

A eutrofização também é confirmada pelas concentrações de fósforo total, semelhantes às lagoas eutróficas, como Piratininga, Maricá e Guarapina (Knoppers *et al.* 1991; Knoppers *et al.* 1999). O fósforo total apresentou uma relação linear com a clorofila-*a* nas lagoas fluminenses (Knoppers *et al.* 1991; Knoppers *et al.* 1999) e, portanto, essa abordagem foi utilizada mesmo que a limitação tanto do nitrogênio quanto do fósforo sugerisse a clorofila-*a* como o melhor indicador deste estado trófico.

Não há literatura quantificando o número de células bacterianas na coluna d'água da Lagoa Vermelha. Assim, a comparação foi feita com o sistema lagunar mais próximo, a lagoa de Araruama (Guerra *et al.*, 2011), cuja média foi de $10^6 \text{ células.mL}^{-1}$, três ordens abaixo dos valores encontrados a Lagoa Vermelha. A condição eutrófica da Lagoa Vermelha mantém um grande número de bactérias que degradam a MO produzida por microrganismos autotróficos cuja concentração de clorofila-*a* é duas ordens de grandeza maior que a do lago hipersalino na África Ocidental (Bettarel *et al.* 2011).

O vírus Caudovirales é dominante na interface água-sedimento da Lagoa Vermelha. Os vírus Caudovirales “*head-tailed*” compreendem 96% dos bacteriófagos conhecidos e infectam mais de 150 gêneros de bactérias (Aeckermann, 2007). Haloarchaeovirus incluem os “*head-tailed*” de cauda contrátil (Myoviridae), os “*head-tailed*” com cauda longa não contrátil (Siphoviridae) e os “*head-tailed*” com cauda curta não contrátil (Podoviridae) (Luk *et al.* 2014) com predomínio da família Myoviridae (42%) na interface água-sedimento da lagoa. A maioria dos vírus icosaédricos de cauda arqueada descritos são myovírus (Atanasova *et al.* 2015; Pacton *et al.* 2014).

A alta biomassa viral encontrada no presente estudo é relatada também em outros ambientes hipersalinos, como Mono Lake (Califórnia, EUA) (Jiang *et al.* 2004; Brum & Steward 2010), Mar Morto (Israel) (Bodaker *et al.*, 2010) e outros (Guixa-Boixareu, 1996, Baxter *et al.* 2011; Bettarel *et al.*, 2011). Ambientes hipersalinos têm as maiores densidades virais reportadas até agora para sistemas aquáticos (Santos *et al.* 2012). A razão para essa abundância é a estabilidade física dos vírus em sistemas com alto teor de sal (Bettarel *et al.* 2010) ou sua correlação com o número de células bacterianas halofílicas (Wommack & Colwell, 2000). No entanto, o número médio de células bacterianas na interface água-sedimento da Lagoa Vermelha ultrapassou a abundância da VLP. Esse equilíbrio entre essas comunidades pode indicar a ocorrência de um ciclo persistente de infecção onde a replicação viral ocorre junto com a célula hospedeira, mas sem resultar em liberação significativa de vírus ou morte celular (Luk *et al.* 2014). Há evidências de que os sistemas eutróficos têm maior abundância de vírus do que os oligotróficos como resposta à maior abundância bacteriana e fitoplanctônica como ocorre na Lagoa Vermelha (Hanson *et al.* 2017).

O domínio bentônico, sendo um sumidouro para MO, atua como registrador de processos ocorrendo em todo o ecossistema, pelo menos quando os sistemas de águas rasas são considerados (Pusceddu *et al.* 2009; Pusceddu *et al.* 2011). Concentrações lipídicas mais elevadas nas amostras de sedimento podem ser atribuídas a várias fontes. A primeira fonte seria antropogênica, ligada ao crescimento urbano, que utiliza a lagoa como corpo receptor de esgoto. A ocorrência de CHO:LPD < 1 pode ser relacionada pelo

aumento nos insumos de LPD de fontes antropogênicas (Venturini *et al.* 2012). As outras fontes de LPD podem estar relacionadas com o acúmulo de detritos de plâncton depositados na coluna de água (Gómez-Erache *et al.* 2001) ou diatomáceas e pelotas fecais de zooplâncton que transportam lipídios para sedimentos marinhos (Baldi *et al.* 2010). O PRT: CHO < 1 indicou uma MO envelhecida e de baixa qualidade (Danovaro *et al.* 1993; Cividanes *et al.* 2002). Nossos resultados mostraram que a MO possui pouco valor nutritivo, indicado pelas baixas concentrações de proteínas.

A resposta dos consumidores ao aumento da oferta de MO é influenciada mais pela biodisponibilidade da MO do que pela concentração em massa no ecossistema (Huxel, 1999). A fração biopolimérica do carbono orgânico (BPC) tem sido frequentemente relatada como a fração de COT potencialmente disponível para os consumidores bênticos (Fabiano *et al.* 1995; Bianchelli *et al.* 2008). No presente estudo, os valores de BPC em cinco amostras de sedimentos de Lagoa Vermelha foram > 3 mg Cg⁻¹ e sugerem condições eutróficas (Pusceddu *et al.* 2011).

Mudanças na carga orgânica da bacia de drenagem também são uma importante contribuição para Lagoa Vermelha, o que sem dúvida aumenta as condições com baixas concentrações de oxigênio na interface sedimento-água e já foram citadas como uma fonte relevante por Knoppers *et al.* (1999). Os efluentes domésticos são descarregados diretamente no sistema e / ou temporariamente em tanques sépticos de dupla etapa das casas, que não são esvaziados quando cheios. A relação entre o crescimento da população, a descarga de esgoto e o acúmulo de fósforo nos sedimentos já foram abordados nas áreas costeiras (Carreira *et al.*, 1998; Borges *et al.*, 2009). Na Lagoa Vermelha, a condição eutrófica está relacionada à urbanização sem tratamento de esgoto (85.175 habitantes e densidade demográfica de 209,96 hab / km²) (IBGE 2017).

Neste ambiente já eutrófico, as esteiras microbianas ainda ocupam a superfície do sedimento da lagoa, pois são ecossistemas auto-sustentáveis completos na escala milimétrica (Des Marais, 2003). Segundo Margulis *et al.* (1980) as esteiras microbianas se desenvolvem com o tempo como resultado do crescimento e atividade microbiana, retenção de sedimentos e ligação na

matriz orgânica. A complexidade funcional dentro das esteiras e o arranjo espacial ordenado de microrganismos, oferecem várias interações sinérgicas entre eles, onde os produtos metabólicos de alguns são a fonte de carbono e energia para outros. Na primeira camada, as cianobactérias produzem a MO que será usada no ecossistema da esteira; as bactérias purpúreas sulfurosas usam a luz e o sulfeto para a redução do CO_2 ao carbono celular (van Gemerden 1993). A atividade anaeróbica recicla o carbono produzido pelos fototróficos e gera sulfeto. Esta atividade está ligada as bactérias sulfato-redutoras responsáveis por produzir 1 mol de CaCO_3 precipitado / 2 mol CH_2O oxidado (Visscher & Stolz, 2005; Dupraz *et al.* 2009). Dadas essas observações, não foi surpresa que na primeira e segunda camada de microbiota houvesse mais CaMg-dolomita, já que correspondem as maiores atividades metabólicas (Warthmann *et al.* 2000; van Lith *et al.* 2003a, b; Warthmann *et al.* 2005). Segundo Visscher *et al.* (1998), 49% - 63% do carbono orgânico total nas esteiras estromatolíticas foi calculado para ser mineralizado através da redução de sulfato.

8 CONCLUSÕES

Os 28 anos passados entre o trabalho de Hohn *et al.* (1986) e o que foi realizado neste estudo na coluna d'água e sedimento da Lagoa Vermelha evidenciou grande deterioração na qualidade ambiental do sistema.

Os parâmetros físico-químicos analisados indicaram alta produtividade no ambiente, fator este que impede a manutenção das esteiras microbianas na superfície do sedimento.

Os nutrientes, feopigmentos e biopolímeros quantificados na água e sedimentos auxiliam na manutenção do número de células bacterianas elevadas, assim como, o número de VLPs, sendo este, indicadores de ambientes eutrofizados.

Sendo assim, podemos inferir, que o atual ambiente eutrofizado da Lagoa Vermelha não propicia o crescimento e manutenção das esteiras microbianas, podendo levá-las ao desaparecimento.

Ressalta-se ainda, que parâmetros ambientais como a penetração de luz e a sedimentação da MO são importantes para o desenvolvimento desses ecossistemas e a necessidade premente de projetos de monitoramento e de educação ambiental na região visando à importância da conservação deste ambiente.

9 REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Ab'Saber A.N. (1974). O domínio morfoclimático semi-árido das caatingas brasileiras. *Geomorfologia*, 43: 1-39.

Aeckermann, H.W. (2007). 5500 Phages examined in the electron microscope. *Archives of Virology*, 152: 227–243.

Ahrendt, S.R.; Mobberley, J.M.; Visscher, P.T.; Koss, L.L. & Foster, J.S. (2014). Effects of elevated carbon dioxide and salinity on the microbial diversity in lithifying microbial mats. *Minerals*, 4:145-169.

Andersen, J.H., Schlüter, L., & Ærtebjerg, G., (2006). Coastal eutrophication: recent developments in definitions and implications for monitoring strategies. *Journal of Plankton Research*. 28 (7): 621-628.

Aspila K.I., Argemain H. & Chau A.S.Y. (1976). A semi-automated method for the determination of inorganic, organic and total phosphorus in sediments. *Analyst*, 101: 187–197.

Atanasova, N.S.; Bamford, D.H & Oksanen, H.M. (2015). Haloarchaeal virus morphotypes. *Biochimie*, 118:333-343.

Baldi, F.; Marchetti, D.; Pini, F.; Fani, R.; Michaud, L.; Lo Giudice, A.; Berto, D. & Giani, M. (2010). Biochemical and microbial features of shallow marine sediments along the Terra Nova Bay (Ross Sea, Antarctica). *Continental Shelf Research*, 30:1614-1625.

Barbiere, E.B. (1985). Condições climáticas dominantes na porção oriental da lagoa de Araruama, Rio de Janeiro, e suas aplicações na diversidade do teor de salinidade. *Caderno de Ciências da Terra*, 59:34-35.

Barroso L.V. e Bernardes M.C. (1995). Um patrimônio ameaçado: poluição, invasão e turismo sem controle Ameaçam as Lagoas fluminenses. *Ciência Hoje*, 19(110):70–4.

Baxter, B.K.; Mangalea, M.R.; Willcox, S.; Sabet, S.; Nagoulat, M.N.; & Griffith, J.D. (2011). Haloviruses of Great Salt Lake: a model for understanding viral diversity. In Ventosa A. Oren A, Ma Y (ed.) *Halophiles and hypersaline environments*. Springer, Berlin, Germany, p. 173-190.

Bebout, B.M., Paerl, H.W., Crocker, K.M. & Prufert, L.E. (1987). Diel interactions of oxygenic photosynthesis and N₂ fixation (acetylene reduction) in a marine microbial mat community. *Applied and Environmental Microbiology*, 53:2353–2362.

Bettarel, Y.; Bouvier, T.; Bouvier, C.; Carre, C.; Desnues, A.; Domaizon, I.; Jacquet, S.; Robin, A. & Sime-Ngando, T. (2011). Ecological traits of planktonic viruses and prokaryotes along a full-salinity gradient. *FEMS Microbial Ecology*, 76:360-372.

Bettarel, Y.; Desnues, A. & Rochelle-Newall, E. (2010). Lytic-failure in cross inoculation assays between phages and prokaryotes from three aquatic sites of contrasting salinity. *FEMS Microbiology Letters*, 311:113-118.

Bianchelli, S.; Gambi, C.; Pusceddu, A. & Danovaro, R. (2008). Trophic conditions and meiofaunal assemblages in the Bari Canyon and the adjacent open slope (Adriatic Sea). *Chemical Ecology*, 24 (S1):101-109.

Bodaker, I., Sharon I., Suzuki M T., Feingersch R., Shmoish M.; Andreishcheva E.; Sogin M.L.; Rosenberg M.; Maguire M.E.; Belkin S., Oren A. & B ej a O. (2010). Comparative community genomics in the Dead Sea. *The ISME Journal*, 4: 399–407.

Borges, A.C., Sanders, C.J., Santos, H.L.R., Araripe, D.R., Machado, W. & Patchneelam, S.R. (2009) Eutrophication history of Guanabara Bay (SE, Brazil) recorded by phosphorus flux to sediments from a degraded mangrove area. *Marine Pollution Bulletin*, 58: 1739–1765.

Bricker, S.B.; Ferreira, J.G. & Simas, T. (2003). An integrated methodology for assessment of estuarine trophic status. *Ecological Modelling*, 169:39-60.

Birks, H.H e Birks, H.J.B (2006). Multi-proxy studies in palaeolimnology. *Vegetation History and Archaeobotany*, 15: 235–251

Brum, J.F. e Steward, G.F. (2010). Morphological characterization of viruses in the stratified water column of alkaline, hypersaline Mono Lake. *Ecology*, 3:636-643.

Brunberg, A.-K., Nilsson, E. & Blomqvist, P. (2002). Characteristics of oligotrophic hardwater lakes in a postglacial land-rise area in mid Sweden. *Freshwater Biology*, 47:1451–1462.

Burne, R.V. & Moore, L.S. (1987). Microbialites: organosedimentary deposits of benthic microbial communities. *Palaios*, 2: 241-254.

Burone, L.; Muniz, P.; Pires-Vanin, A. M. S. & Rodrigues, M. (2003) Spatial distribution of organic matter in the surface sediments of Ubatuba Bay (Southeastern – Brazil). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 75: 77-90.

Byers, S., Mills, E. & Stewart, P. (1978). Comparison of methods of determining organic carbon in marine sediments, with suggestions for a standard method. *Hydrobiologia*, 58: 43–47.

Carreira, C.; Piel, T.; Staal, M.; Stuut, J.B.W.; Middelboe, M. & Brussard, C.P.D. (2015). Microscale spatial distribution of microbes and viruses in intertidal photosynthetic microbial mats. *Springer Plus*, 4:239

Carreira, R.S. e Wagener, A.L.R. (1998) Speciation of Sewage Derived Phosphorus in Coastal Sediments from Rio de Janeiro, Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, 36: 818–827.

Chequer, L.P.T.; Palermo, E.F.A. & Crapez, M.A.C. (2011). Characterization of bacterial metabolism and classification of the trophic state of the superficial sediment in Funil reservoir. *Oecologia Australis*, 15:442-455.

Cividanes, S.; Incera, M. & Lopez, J. (2002). Temporal variability in the biochemical composition of sedimentary organic matter in an intertidal flat of the Galician coast (NW Spain). *Oceanologica Acta*, 25:1-12

Cloern, J.E. (2001). Our evolving conceptual model of the coastal eutrophication problem. *Marine Ecology Progress Series*, 210: 223–253.

CNUDM. (1982). Convenção das Nações Unidas sobre o Direito do Mar, de 10 de Dezembro 1982. Decreto 1.530, de 22 Junho 1995, 123 pp.

Coe Neto, R., Froidefond, J.M. & Turq, B. (1986). Geomorphologia et chronologie relative des depots sedimentaires recents du littoral bresilien a l'est de Rio de Janeiro. *Bulletin of Institute Geologique de Bassin D'Aquitaine*, 40:63-83.

Colman, B. P. (2010) Understanding and eliminating iron interference in colorimetric nitrate and nitrite analysis. *Environmental Monitoring and Assessment*, 165:633–641 DOI 10.1007/s10661-009-0974-x

Danovaro, R. e Fabiano, M. (1997). Seasonal changes in quality and quantity of food available for benthic suspension-feeders in the Golfo Marconi (north-western Mediterranean). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 44: 723.

Danovaro, R., Fabiano, M., & Della Croce, N. (1993). Labile organic matter and microbial biomasses in deep-sea sediments (Eastern Mediterranean Sea). *Deep-Sea Research*, 40: 953–965.

Danovaro, R., Marrale, D., Della Croce, N., Parodi, P. & Fabiano, M. (1999). Biochemical composition of sedimentary organic matter and bacterial distribution in the Aegean Sea: trophic state and pelagic–benthic coupling. *Journal of Sea Research*, 42: 117–129.

Delfino, D.O.; Wanderley, M.D.; Silva e Silva, L.H.; Feder, F. & Lopes, F.A.S. (2012). Sedimentology and temporal distribution of microbial mats from Brejo do Espinho, Rio de Janeiro, Brazil. *Sedimentary Geology*, 263-264:85-95.

Dell'Anno, A.; Mei, M.L.; Pusceddu, A. & Danovaro, R. (2002). Assessing the trophic state and eutrophication of coastal marine systems: a new approach based on the biochemical composition of sediment organic matter. *Marine Pollution Bulletin*, 449:611-622

Demergasso, C., Chong, G., Galleguillos, P., Escudero, L., Martinez-Alonso, M. & Esteves, I. (2003). Tapetes microbianos del Salar de Llamara, norte do Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76: 485±499.

Des Marais, D.J. (1990). Microbial mats and early evolution of life. *Tree*, 5:140-144.

Des Marais, D.J. (2003). Biogeochemistry of hypersaline microbial mats illustrates the dynamics of modern microbial ecosystems and the early evolution of the biosphere. *Biology Bulletin*, 204:160-167.

Dubois, M.; Gilles, K.; Hamilton, J. K.; Rebers, P.A. & Smith, F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28:350-356.

Dupraz, C.; Reid, R.P.; Braissant, O.; Decho, A.W.; Norman, R.S. & Visscher, P.T. (2009). Processes of carbonate precipitation in modern microbial mats. *Earth-Science Reviews*, 96:141-162.

ESTEVEZ, FA. (1988) Fundamentos de limnologia. Rio de Janeiro: Interciência, p. 575.

Fabiano, M. e Danovaro, R. (1994). Composition of organic matter in sediments facing a river estuary (Tyrrhenian Sea): relationships with bacteria and microphytobenthic biomass. *Hydrobiologia*, 277: 71-84.

Fabiano, M., Povero, P., Danovaro, R. & Misic, C. (1999). Particulate organic matter composition in a semi-enclosed periantartic system: The Strait of Magellan. *Scientia Marina*, 63: 89±98.

Fabiano, M. e Danovaro, R. (1994). Composition of organic matter in sediments facing a river estuary (Tyrrhenian Sea): relationships with bacteria and microphytobenthic biomass. *Hydrobiologia*, 277: 71–84.

Fabiano, M., Danovaro, R. & Fraschetti, S. (1995). Temporal trend analysis of the elemental composition of the sediment organic matter in subtidal sandy sediments of the Ligurian Sea (NW Mediterranean): a three years study. *Continental Shelf Research*, 15: 1453–1469.

Fontana, L.F., Silva, F.S., Figueiredo, N.G., Brum, B.M., Pereira Netto, A.D. & Figueiredo A.G. Jr. (2010). Superficial distribution of aromatic substances and geomicrobiology of sediments from Suruí Mangrove, Guanabara Bay, RJ, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 82: 1013-1030.

Fuhrman, J.A. (1999). Marine viruses: biogeochemical and ecological effects. *Nature*, 399:541-548.

Gerchacov, S.M e Hatcher, P.G. (1972). Improved technique for analysis of carbohydrates in sediment. *Limnology and Oceanography*, 17:938-943.

GESAMP (2001). Protecting the oceans from land-based activities – land-based sources and activities affecting the quality and uses of the marine, coastal and associated freshwater environment. Report and Studies - Joint Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Pollution, 71:162

Goater, S.E. (2003). A review of studies on the conservation status, evolution, hydrology and aquatic biota of the Yalgorup Lakes, South-Western Australia, University of Western.

Golubic, S. (1975). The relationship between blue-green algal and carbonate deposits. In: N.G. Carr & M.R. Witton (eds.) *The biology of cyanobacteria*, Blackwell, p. 434-472.

Gómez-Erache, M.; Vizziano, D., Muniz, P. & Naggy, G. J. (2001). The health fo the Rio de la Plata system: Northern Coast, Uuruguay. In Chopin, T., Wells, P.G. (ed). *Opportunity and challenges for protecting, restoring and enhancing coastal habitats in the Bay of Fundy*. Proc. Fourth Bay of Fundy Science Workshops, Saint John, New Brusnwick. Environ. Canada, Atlantic Region. Occasional Report n. 17. Environment Canada, Darmouth, Nova Sotia, p. 17-35.

Grasshoff, K., Ehrhardt, T.M. & Kremling, K. (1999). *Methods of Seawater Analysis*. 3. ed. Weinheim: Verlag Chemie.

Grasshoff, K., Ehrhardt, T.M. & Kremling, K. (1983). *Methods of Seawater Analysis*. 2. ed. Weinheim: Verlag Chemie.

Guerra, L.V.; Savergnini, F.; Silva, F.S.; Bernardes, M.C. & Crapez, M.A.C. (2011). Biochemical and microbiological tools for the evaluation of environmental quality of a coastal lagoon system in Southern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 71:1-9.

Guixa-Boixareu, N; Calderón-Paz, J.I.; Haldal, M; Bratbak, G. & Pedrós-Alió, C. (1996). Viral lysis and bacterivory as prokaryotic loss factors along a salinity gradient. *Aquatic Microbial Ecology*, 11: 215-227.

Hanson, A.M.; Berges, J.A. & Young, E.B. (2017). Virus morphological diversity and relationship to bacteria and chlorophyll across a freshwater trophic gradient in the Lake Michigan watershed. *Hydrobiologia*, 794: 93-108

Hartree, E.F. (1972). Determination of proteins: a modification of the Lowry method that gives a linear photometric response. *Analytical Biochemistry*, 48: 422-427.

Hermida, L. e Carvalhal, S.B.V. (2005). Biolaminóides Calcários Holocênicos da Lagoa Vermelha, Brasil. *Anais do Instituto de Geociências*, 28: 59±70

Hoehler, T.M., Bebout, B.M. & Des Marais, D.J. (2001). The role of microbial mats in the production of reduced gases on the early Earth. *Nature (London)*, 412:324–327.

Hoek, C. Van Den; Mann, D.G. & Jans, H.M. (1998). *Algae. An introduction to phycology*. 1ª ed. Cambridge, Cambridge University Press, p. 18-22.

Hohn, A.; Tobschall, H.J. & Maddock, J.E.L. (1986). Biogeochemistry of a hypersaline lagoon east of Rio de Janeiro, Brazil. *Science of the Total Environment*, 58:175-185.

Horodysky, R.J.; Bloeser, B. & Vonder Haar, S. (1977). Laminated algal mats from a coastal lagoon, Laguna Mormona, Baja California, Mexico. *Journal of Sedimentary Petrology*, 47(2): 680-696.

Huxel, G.R. (1999). On the influence of food quality in consumer-resource interactions. *Ecology Letters*, 2: 256-261.

IBGE (2017). Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (www.ibge.gov.br). Acessado em 13/04/2018.

Instituto Estadual do Ambiente (INEA). (2017). RH VI - Região Hidrográfica Lagos São João; <http://www.lagossaojoao.org.br/index-2.html>.

Jiang, S.; Steward, G.; Jellison, R.; Chu, W. & Choi, S. (2004). Abundance, distribution and diversity of viruses in alkaline, hypersaline Mono Lake, California. *Microbial Ecology*, 47: 9-17.

JONES, J. G. (2001). Freshwater Ecosystems – Structure and Response. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 50: 107-113.

Justic, D.A. (1990). A simple oxygen index for trophic state description. *Marine Pollution Bulletin*, 22, 201–204.

Kalff, J. (2002), *Limnology*, Prentice-Hall, Upper Saddle River.

Katayama, H.; Shimasaki, A. & Ohgaki, S. (2002). Development of a virus concentration method and its application to detection of enterovirus and Norwalk virus from coastal seawater. *Applied and Environmental Microbiology*, 68: 1033-1039.

Kepner, R.L. e Pratt, J.R. (1994). Use of fluorochromes for direct enumeration of total bacteria in environmental samples: past and present. *Microbiology Reviews*, 58: 603-615.

Kjerfve, B. e Knoppers, B.A. (1999). Physical characteristics of the east fluminense coast, State of Rio de Janeiro, Brazil. In: B. Knoppers; E.D. Bidone & J.J. Abrão (eds.) *Environmental Geochemistry of Coastal Lagoon Systems*. Rio de Janeiro, Brazil. p. 57-67.

Knoppers, B. A., Carmouze, J. P., & Moreira-Turcq, P. (1999) Nutrient dynamics, metabolism and eutrophication of lagoons along the east Fluminense coast, State of Rio de Janeiro, Brazil. In B. Knoppers, E. D. Bidone, & J. J. Abrão (Eds.), *Environmental geochemistry of coastal lagoon systems*. *Série Geoquímica Ambiental*, 6: 123–154.

Knoppers, B. A., Kjerfve, B., & Carmouze, J. P. (1991). Trophic state and water turn-over time in six choked coastal lagoons in Brazil. *Biogeochemistry*, 14: 149–166.

Kutter, E.M., Skutt-Kakaria, K., Blasdel, B., El-Shibiny, A., Castano, A. & Bryan, D. (2011). Characterization of a Vil-like phage specific to *Escherichia coli* O157:H7. *Virology Journal*, 8: 430.

Laut, L.L.M., Martins, V.M.M.A., Fontana, L.F., Silva, F.S., Mendonça-Filho, J.G. & Clemente, I.M.M.M. (2016). Ecological status evaluation of Itaipu Lagoon (Niteroi) based on biochemical composition of organic matter. *Journal of Sedimentary Environments*, 1(3): 304-323.

Lee, J., Worden J., Noone D., Bowman K., Eldering A., Legrande A., Li, J.-L.F., Schmidt G. & Sodemann, S. (2011). Relating tropical ocean clouds to moist processes using water vapor isotope measurements. *Atmospheric Chemistry and Physics*, 11: 741-752.

Lloret, J.; Marin, A. & Marin-Guirao, L. (2008). Is coastal lagoon eutrophication likely to be aggravated by global climate change? *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 78:403-412

Lopes, C.E.A.; Teixeira, A.C.D. & Maddock, E.L. (1986). Absorption of metals by microbial mats and sediments of Lagoa Vermelha, Brazil. *Science of the Total Environment*, 58: 55-62.

Lorenzen, C.J. e Jeffrey, S.W. (1980). Determination of chlorophyll and phaeopigments spectrophotometric equations. *Limnology and Oceanography*, 12: 343-346.

Luef, B., Neu, T.R. & Pedduzi, P. (2009). Imaging and quantifying virus fluorescence signals on aquatic aggregates: a new method and its implication for aquatic microbial ecology. *FEMS Microbiology Ecology*, 68 (3):372-380.

Luk, A.W., Williams, T.J., Erdmann, S., Papke, R.T. & Cavicchioli, R. (2014). Viruses of haloarchaea. *Life (Basel)*, 4:681-715.

Lutz, R.A., Shank, T.M. & Evans, R. (2001). Life after death in the deep sea. *American Scientist*, 89:422-431.

Maddock, J.E.L. (1999). Physical and chemical characteristics of algal mats from hypersaline lagoon: Lagoa Vermelha, Rio de Janeiro, Brazil. In: B. Knoppers; E.D. Bidone & J.J. Abrão (eds.) *Environmental Geochemistry of Coastal Lagoon Systems*. Rio de Janeiro, Brazil. p. 197-202.

Manini, E., Danovaro, R. & Fabiano, M. (2001). Benthic pelagic coupling in frontal system areas of the northern Adriatic Sea: analysis of the carbon budgets. *Chemistry Ecology*, 18:1-9.

Mansur, K., Guedes, E., Alves, M.G., Nascimento, V., Pressi, L.F. & Costa N. Jr. (2012). Geoparques, costões e lagunas do estado do Rio de Janeiro. In: Schobbenhaus C, Silva CR, editors. *Geoparques do Brasil /Propostas*. Rio de Janeiro: CPRM; p. 687-745.

Margulis, L., Barghoorn, E.S., Ashendorf, D., Banerjee, S., Chase, D., Francis, S., Giovannoni, S. & Stolz, J. (1980). The microbial community in the layered sediments at Laguna Figueroa, Baja California, Mexico: does it have Precambrian analogues? *Precambrian Research*, 11(2): 93-123.

Margulis, L., Lopez Baluja, L., Awramik, S.M. & Sagan, D. (1986). Community living long before man: fossil and living microbial mats and early life. *Science of the Total Environment*, 56: 379-397.

Marsh, J.B. e Weinstein, D.B. (1966). A simple charring method for determination of lipids. *Journal of Lipid Research*, 7: 574-576.

Martin, J.H., Knauer, G.A., Karl, D.M. & Broenkow, W.W. (1987). Carbon cycling in the North- east Pacific. *Deep-Sea Research*, 34 (2 A): 267-285.

Martins, M.V.A., Helali, M.A., Zaaboub, N., Omrane, I., Frontalini, F. & Reis, D. (2016). Organic matter quantity and quality, metals availability and foraminifera assemblages as environmental proxy applied to the Bizerte Lagoon (Tunisia). *Marine Pollution Bulletin*, 105: 161-179.

Martins, M.V.A., Zaaboub, N., Aleya, L., Frontalini, F., Pareira, E. & Miranda, P. (2015). Environmental quality assessment of Bizerte Lagoon (Tunisia) using living foraminifera assemblages and a multiproxy approach. *Plos One*. 10: p.e 0137250

Melack, J.M. (1988). *Saline Lakes*, Kluwer Academic Publishers Group, Dordrecht.

Nakagawa, T. e Fukui, M. (2002). Phylogenetic characterization of microbial mats and streamers from a Japanese alkaline hot spring with a thermal gradient. *Journal of General and Applied Microbiology*, 48: 211–222.

Nisbet, E.G. e Fowler, C.M.R. (1999). Archaen metabolic evolution of microbial mats. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 266: 2375–2382.

Nixon, S., (2009). Eutrophication and the macroscope. *Hydrobiologia* 629: 5-19.

Nixon, S.W., (1995). Coastal marine eutrophication: a definition, social causes, and future concerns. *Ophelia*, 41: 199–219.

Nuebel, U., Bateson, M.M., Madigan, M.T., Kuhl, M. & Ward, D.M. (2001). Diversity and distribution in hypersaline microbial mats of bacteria related to *Chloroflexus* spp. *Applied and Environmental Microbiology*. 67:4365–4371.

Olendzenski, L.C. (1999). Growth, fine structure and cyst formation of a microbial mat ciliate: *Pseudocohnilembus pusillus* (Ciliophora, Scuticociliatida). *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 46:132–141.

Oliveira, S.M.B., Pessenda, L.C.R., Favaro, D.I.T. & Babinsky, M. (2012). A 2400-year record of trace metal loading in lake sediments of Lagoa Vermelha, southeastern Brazil. *Journal of South American Earth Sciences*, 33 (1): 1-8.

Oren, A. (2002). Diversity of halophilic microorganisms: environments, phylogeny, physiology and applications. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*, 28: 56–63.

OSPAR (2003) Strategies of the OSPAR Commission for the protection of the marine environments of the North-East Atlantic. II – eutrophication. <http://www.ospar.org/>

Otte, S., Kuenen, J.G., Nielsen, L.P., Paerl, H.W., Zopfi, J., Schulz, H.N., Teske, A., Strotmann, B., Gallardo, V.A. & Jorgensen, B.B. (1999). Nitrogen, carbon, and sulfur metabolism in natural Thioploca samples. *Applied and Environmental Microbiology*, 65: 3148–3157.

Pacton, M., Wacey, D., Corinaldesi, C., Tangherlini, M., Kilburn, M.R., Gorin, G.E., Danovaro, R. & Vasconcelos, C. (2014). Viruses as new agents of organomineralization in the geological record. *Nature Communications*, 1-9.

Patel, A., Noble, R.T., Steele, J.A., Schwalbach, M.S., Hewson, I. & Fuhrman, J.A. (2007). Virus and prokaryote enumeration from planktonic aquatic environments by epifluorescence microscopy with SYBR Green I. *Nature Protocols*, 2(2): 269-276.

Pedrós-Alió, C., Calderón-Paz, J.I., MacLean, M.H., Medina, G., Marrasé, C., Gasol, J.M. & Guixa-Boixareu, N. (2000). The microbial food web along salinity gradients *FEMS Microbiology Ecology*, 32:143–155.

Petrucio, M.M. (1998). Caracterização das lagoas Imboassica, Cabiúnas, Comprida e Carapebus a partir da temperatura, salinidade, condutividade, alcalinidade, O₂ dissolvido, pH, transparência e material em suspensão. In: F.A. Esteves (ed.) *Ecologia das lagoas costeiras do Parque Nacional da Restinga de Juturnaíba e do Município de Macaé (RJ)*, Editora da Universidade Federal do Rio de Janeiro, p. 109-112

Preisler, A., de Beer, D., Lichtschlag, A., Lavik, G., Boetius, A. & Jørgensen, B.B. (2007). Biological and chemical sulfide oxidation in a Beggiatoa inhabited marine sediment. *Journal of the International Society for Microbial Ecology*, 1: 341–353.

Primo, P.B.S. e Bizerril, C.R.S.F. (2002). Lagoa de Araruama: Perfil Ambiental do Maior Ecossistema Lagunar Hipersalino do Mundo. 12th ed. Rio de Janeiro: SEMADS.

Pusceddu, A., Sara, G., Armeni, M., Fabiano, M. & Mazzola A. (1999). Seasonal and spatial changes in the sediment organic matter of a semi-enclosed marine system (W-Mediterranean Sea). *Hydrobiologia*, 397: 59-70.

Pusceddu, A., Bianchelli, S., Gambi, C. & Danovaro, R. (2011). Assessment of benthic trophic status of marine coastal ecosystems: significance of meiofaunal rare taxa. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 93: 420-430.

Pusceddu, A., Dell'Anno, A., Fabiano, M. & Danovaro, R. (2009). Quantity and bioavailability of sediment organic matter as signatures of benthic trophic status. *Marine Ecology Progress Series*, 375: 41-52.

Rajkumar, M., Prasad, M.N.V., Swaminathan, S. & Freitas, H. (2013). Climate change driven plant–metal–microbe interactions. *Environment International*, 53: 74–86.

Rice, D.L. (1982). The detritus nitrogen problem: new observations and perspectives from organic geochemistry. *Marine Ecology Progress Series*, 9: 153-162.

Richardson, K. e Jørgensen, B.B., (1996). Eutrophication: Definition; History and Effects. *Eutrophication in Coastal Marine Ecosystems*, Coastal and Estuarine Studies, 2: 1-20.

Rohwer, F. e Thurber, R.V. (2009). Viruses manipulate the marine environment. *Nature*, 459: 207-212.

Roland, F. (1998). Produção fitoplanctônica em diferentes classes de tamanho nas lagoas de Imboassica e Cabiúnas. In: F.A. Esteves (ed.) *Ecologia das lagoas costeiras do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba e do Município de Macaé (RJ)*. Editora da Universidade Federal do Rio de Janeiro, p. 159-160.

Sampaio, L.F., Dal´Bó, E.F.F. & Borghi, L. (2015). Gênese e morfologia de estruturas sedimentares induzidas por atividade microbiana (MISS) em sedimentos da Lagoa Vermelha (Região dos Lagos – Rio de Janeiro). *Anuário Instituto Geociências – UFRJ*, 38:95-106.

Santelli, R.C.L. (1988). Estudos de isótopos estáveis em sedimentos carbonáticos da Lagoa Vermelha – RJ. Programa de Pós-graduação em Química, Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro, Tese de Doutorado, 95 p.

Santelli, R.L., Wagener, A.L.R., Wagener, K. & Patchneelam, S. (2006). Assessing past environmental changes through sediment records in a hypersaline lagoon. *Croatica Chemica Acta*, 79:129-141.

Santos, F., Yarza, P., Parro, V., Meseguer, I., Rosselo-Mora, R. & Anton, J. (2012). Culture-independent approaches for studying viroses from hypersaline environments. *Applied and Environmental Microbiology*. 78: 1635-1643.

Savenije H. H. G. & Pagès, J. (1992). Hypersalinity: a dramatic change in the hydrology of Sahelian estuaries. *Journal of Hydrology*. 135: 157-174.

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, 176 p.

Silva e Silva, L.H. e Carvalhal, S.B.V. (2005). Biolaminóides calcários holocênicos da Lagoa Vermelha, Brasil. *Anuário Instituto Geociências – UFRJ*, 28: 59-70.

Silva e Silva, L.H., Senra, M.C.E., Faruolo, T.C.L.M.; Carvalhal, S.B.V., Alves, S.A.P.M.N., Damazio, C.M., Shimizu, V.T.A., Santos, R.C. & Iespa, A.A.C. (2004). Composição paleobiológica e tipos morfológicos das construções estromatolíticas da Lagoa Vermelha, RJ, Brasil. *Revista Brasileira de Paleontologia*, 7(2): 193-198.

Silva F.S., Santos E.S., Laut L.L.M., Sanchez-Nunies M.L., da Fonseca E.M. & Baptista-Neto J.A. (2010). Geomicrobiology and biochemical composition of two sediment cores from Jurujuba sound - Guanabara Bay –SE-Brazil. *Anuário do Instituto de Geociências*, 33(2): 24±35.

Sime-Ngando, T., Soizick, L., Robin, A., Tucker, K.P., Colombet, J., Bettarel, Y., Desmond, E., Gribaldo, S., Forterre, P., Breitbart, M. & Prangishvili, D. (2011). Diversity of virus–host systems in hypersaline Lake Retba. *Environmental Microbiology*, 13: 1956–1972.

Smith, J.M., Green, S.J., Kelley, C.A., Prufert-Bebout, L. & Bebout, B.M. (2008). Shifts in methanogen community structure and function associated with long- term manipulation of sulfate and salinity in a hypersaline microbial mat. *Environmental Microbiology*, 10: 386–394.

Souza, M.F.L., Kjerfve, B., Knoppers, B., Landim de Souza, W.F., & Damasceno, R.N. (2003) Nutrient budgets and trophic states in a hypersaline coastal lagoon: Lagoa de Araruama, Brazil. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 57: 843–858.

Srivastava, N.K. (1997). Os mais antigos fósseis. *Ciência Hoje*, 22: 18-19.

Steppe, T.F., Olson, J.B., Paerl, H.W., Litaker, R.W. & Belnap, J. (1996). Consortial N₂ fixation: a strategy for meeting nitrogen requirements of marine and terrestrial cyanobacterial mats. *FEMS Microbiology Ecology*, 21: 149–156.

Strickland, J. D. H. e Parsons, T. R. (1965). A manual of seawater analysis. Ottawa: Fisheries Research Board of Canada.

Sundby, B., Gobeil, C. & Silverberg, N. (1992) The phosphorus cycle in coastal marine sediments. *Limnology and Oceanography*, 37: 1129–1145.

Tselepides, A., Polychronaki, T., Marrale, D., Akoumianaki, I., Dell’Anno, A., Pusceddu, A. & Danovaro, R., (2000). Organic matter composition of the continental shelf and bathyal sediments of the Cretan Sea (NE Mediterranean). *Progress in Oceanography*, 46: 311–344.

van Gemerden, H. (1993). Microbial mats: A joint venture. *Marine Geology*, 113: 3-25.

van Lith, Y., Warthmann, R., Vasconcelos, C. & McKenzie, J.A. (2003a). Microbial fossilization in carbonate sediments: a result of the bacterial surface involvement in dolomite precipitation. *Sedimentology*, 50: 237–245.

van Lith, Y., Warthmann, R., Vasconcelos, C. & McKenzie, J.A. (2003b). Sulphate-reducing bacteria induce low-temperature Ca-dolomite and high Mg-calcite formation. *Geobiology* 1: 71–79.

van Lith, Y., Vasconcelos, C., Warthmann, R., Martins, J.C.F. & McKenzie, J.A. (2002). Bacterial sulfate reduction and salinity: two controls on dolomite precipitation in Lagoa Vermelha and Brejo do Espinho (Brazil). *Hydrobiologia*, 48:254-259.

Vasconcelos, C., Warthmann, R., McKenzie, J.A., Visscher, P.T., Bittermann, A.G. & Van Lith, Y. (2006). Lithifying microbial mats in Lagoa Vermelha, Brazil: Modern Precambrian relics? *Sedimentary Geology*, 185: 175-183.

Vasconcelos, C. e McKenzie, J.A. (1997). Microbial mediation of modern dolomite precipitation and diagenesis under anoxic conditions (Lagoa Vermelha, Rio de Janeiro, Brazil). *Journal of Sedimentary Research*, 67: 378-390.

Venturini, N., Pita, A.L., Brugnoli, E., Garcia-Rodriguez, F., Burone, L., Kandratavicius, N., Hutton, M. & Muniz, P. (2012). Benthic trophic status of sediments in a metropolitan area (Rio de la Plata estuary): linkages with natural and human pressures. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 112: 139-152.

Vezulli, L. e Fabiano, M. (2006). Sediment biochemical and microbial variables for the evaluation of trophic status along the Italian and Albanian continental shelves. *Journal of Marine Biological*, 86: 27-37.

Visscher, P. T. e Stolz, J. F. (2005). Microbial mats as bioreactors: populations, processes, and products. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 219: 87–100.

Visscher, P.T., Reid, R.P., Bebout, B.M., Hoefft, S.E., Macintyre, I.G. & Thompson, J.A. Jr. (1998). Formation of lithified micritic laminae in modern marine stromatolites (Bahamas): The role of sulfur cycling. *American Mineralogist*, 83: 1482–1493.

Vollenweider, R.A., Giovanardi, F., Montanari, G. & Rinaldi, A. (1998). Characterisation of the trophic conditions of marine coastal waters with special reference to the NW Adriatic Sea: Proposal for a trophic scale, turbidity and generalised water quality index. *Environmetrics*, 9: 329–357.

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, J.A. (2005). *Desulfovibrio brasiliensis* sp. nov., a moderate halophilic sulfate-reducing bacterium from Lagoa Vermelha (Brazil) mediating dolomite formation. *Extremophiles*, 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: 574–578.

Williams, W.D. (2002), Environmental threats to salt lakes and the likely status of inland saline ecosystems in 2025, *Environmental Conservation*, 29: 154-167.

Wommack, K.E. e Colwell, R.R. (2000). Virioplankton: viruses in aquatic ecosystems. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 64: 69-114.

Zimmerman, A.R. e Canuel, E.A., (2000). A geochemical record of eutrophication and anoxia in Chesapeake Bay sediments: anthropogenic influence on organic matter composition. *Marine Chemistry*, 69: 117–137.

Zurlini, G. (1996). Multiparametric classification of trophic conditions. The OECD methodology extended: combined probabilities and uncertainties application to the North Adriatic Sea. *The Science of the Total Environment*, 182: 169–185.