

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINARIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS EM ECOSSISTEMAS
COSTEIROS DA ILHA DO CARDOSO, SP**

Breno Pupin

Biólogo

2013

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINARIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS EM ECOSISTEMAS
COSTEIROS DA ILHA DO CARDOSO, SP**

Breno Pupin

Orientador: Prof. Dr. Ely Nahas

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP – Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Microbiologia Agropecuária.

2013

Pupin, Breno
P984a Atributos microbiológicos em ecossistemas costeiros da Ilha do
Cardoso, SP / Breno Pupin. -- Jaboticabal, 2013
xvi, 137 p. : il. ; 29 cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias, 2013

Orientador: Ely Nahas

Banca examinadora: Marli de Fátima Fiori, Diva de Souza
Andrade, José Eduardo Corá, Jackson Antônio Marcondes de Souza.

Bibliografia

1. Floresta. 2. Manguezal. 3. Restinga. 4. Sazonalidade. 5. Ciclos
biogeoquímicos I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências
Agrárias e Veterinárias.

CDU 631.461

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação –
Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS EM ECOSISTEMAS COSTEIROS DA ILHA DO CARDOSO, SP

AUTOR: BRENO PUPIN

ORIENTADOR: Prof. Dr. ELY NAHAS

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de DOUTOR EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA, pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. ELY NAHAS

Departamento de Produção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal



Prof. Dr. JACKSON ANTONIO MARCONDES DE SOUZA

Departamento de Biologia Aplicada À Agropecuária / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal



Prof. Dr. JOSE EDUARDO CORA

Departamento de Solos e Adubos / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal



Profa. Dra. MARLI DE FATIMA FIORE

Universidade de São Paulo / Piracicaba/SP



Profa. Dra. DIVA DE SOUZA ANDRADE

Instituto Agronômico do Paraná / Londrina/PR

Data da realização: 13 de junho de 2013.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

BRENO PUPIN – nascido em 06 de março de 1980, em Monte Alto, São Paulo. Biólogo formado em dezembro de 2005 pela Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de Catanduva - FAFICA. Em novembro de 2008 obteve o título de Mestre em Agronomia (Microbiologia Agropecuária) pela Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Câmpus de Jaboticabal (FCAV/UNESP). Ingressou em agosto de 2009 no curso de Doutorado (Microbiologia Agropecuária, FCAV/UNESP).

Pouco conhecimento faz com que as pessoas se sintam orgulhosas.

Muito conhecimento, que se sintam humildes.

(Leonardo da Vinci)

Aos meus pais, Leonildo e Aparecida, por tudo que fizeram e ainda fazem pela minha vida.

À Camila, querida esposa que sempre me apoiou e batalhou por nosso amor.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Agradeço todos os mentores e colegas (todos sabem quem são realmente!) que me ajudaram ao longo deste caminho com todos os seus ganhos, quebra-cabeças e conflitos neste projeto complexo, todos vocês sabem que realmente não conseguiria sem aquela força! Especialmente agradeço ao Prof. Dr. Ely Nahas por me dar mais uma vez, a oportunidade de trabalhar com ele, por sua orientação, atenção e confiança. Agradeço também a oportunidade de ter acesso ao tesouro de natureza abundante no Parque Estadual da Ilha do Cardoso, espero que suas belezas fiquem mantidas por sempre, recebendo o respeito e carinho que merecem. Em fim, agradeço CAPES pelo apoio financeiro necessário para completar este projeto.

SUMÁRIO

RESUMO	ix
ABSTRACT	xi
LISTA DE ABREVIATURAS	xiii
LISTA DE FIGURAS	xv
LISTA DE TABELAS	xvii
1. INTRODUÇÃO	1
1.1 - Objetivo Geral.....	3
1.2 - Objetivos Específicos.....	3
2. REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1 Manguezais.....	4
2.1.1 Definição.....	4
2.1.2 Localização e extensão.....	5
2.1.3 Solo.....	5
2.1.4 Salinidade.....	6
2.1.5 Vegetação.....	7
2.2 Restingas.....	9
2.2.1 Definição.....	9
2.2.2 Localização e extensão.....	9
2.2.3 Solo.....	10
2.2.4 Vegetação.....	11
2.3 Florestas (Mata Atlântica).....	12
2.3.1 Definição.....	12
2.3.2 Localização e extensão.....	13
2.3.3 Solo.....	13

2.3.4 Vegetação	14
2.4 Micro-organismos.....	15
2.4.1 População de micro-organismos.....	15
2.4.2 Efeito das características físicas e químicas do solo	18
2.4.3 Efeito da profundidade do solo e do clima	21
3. MATERIAL E MÉTODOS	24
3.1 Caracterização das áreas estudadas e do clima.....	24
3.2 Coleta e preparo das amostras	25
3.3 Contagem de micro-organismos	29
3.3.1 Bactérias totais	29
3.3.2 Bactérias esporuladas	30
3.3.3 Bactérias Gram-negativas.....	30
3.3.4 Bactérias nitrificantes	30
3.3.5 Bactérias desnitrificantes	31
3.3.6 Actinobactérias	32
3.3.7 Fungos.....	32
3.4 Quantificação de micro-organismos.....	33
3.5 Unidades formadoras de colônia (UFC)	34
3.6 Número mais provável (NMP)	34
3.7 Atividade metabólica dos isolados microbianos	35
3.7.1 Isolamento dos fungos e bactérias	35
3.7.2 Meio de cultura para bactérias.....	35
3.7.3 Meio de cultura para fungos.....	36
3.7.4 Inoculação e manutenção dos isolados	37
3.7.5 Atividade da amilase	37
3.7.6 Atividade da fosfatase ácida	39

3.7.7 Atividade solubilizadora de fosfato inorgânico	40
3.7.8 Índices de atividade metabólica	41
3.8 Atividades microbianas dos solos	42
3.8.1 Atividade respiratória	42
3.8.2 Atividade da desidrogenase.....	42
3.8.3 Atividade amonificante e nitrificante.....	43
3.8.4 Atividade da urease	43
3.8.5 Atividade da protease	44
3.8.6 Atividade solubilizadora de fosfato.....	45
3.8.7 Atividade da fosfatase ácida	46
3.9 Análises químicas, físico-químicas e granulométricas dos solos.....	47
3.9.1 Umidade.....	47
3.9.2 Matéria orgânica	47
3.9.3 Carbono orgânico total.....	47
3.9.4 Carbono solúvel	48
3.9.5 Carboidratos totais	48
3.9.6 pH	49
3.9.7 Salinidade (condutividade elétrica)	49
3.9.8 Composição química	50
3.9.9 Granulometria	50
3.9.10 Capacidade de retenção de água	50
3.9.11 Análise estatística	51
4. RESULTADOS.....	52
4.1 Populações de micro-organismos	52
4.2 Atividade metabólica dos isolados microbianos	60
4.3 Atividade microbiana dos solos.....	63

4.3.1 Ciclo do C	63
4.3.2 Ciclo do N	65
4.3.3 Ciclo do P.....	69
4.4 Atributos químicos dos solos.....	71
5. DISCUSSÃO	78
5.1 Efeito dos ecossistemas sobre a população de micro-organismos.....	78
5.2 Efeito dos ecossistemas sobre as atividades metabólicas dos isolados microbianos.....	81
5.3 Efeito dos ecossistemas sobre as atividades microbianas dos solos	82
5.4 Efeito sazonal.....	86
5.1.5 Efeito da profundidade do solo.....	90
6. CONCLUSÕES	94
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	96
ANEXOS	119

ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS EM ECOSISTEMAS COSTEIROS DA ILHA DO CARDOSO, SP

RESUMO - Os manguezais apresentam características que os diferenciam dos demais ecossistemas. O objetivo deste trabalho foi estudar os grupos microbianos (bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, actinobactérias, nitrificantes, desnitrificantes e fungos), as atividades metabólicas de bactérias e fungos, as atividades microbianas relacionadas ao ciclo do C, N, P (atividade respiratória, da desidrogenase, amonificante, nitrificante, da urease, da protease, solubilizadora de fosfato e da fosfatase ácida), além das análises químico-físicas (umidade, matéria orgânica, carbono orgânico total, carbono solúvel, carboidratos totais, fracionamento do fósforo, pH e salinidade) do solo de manguezal e compará-las com os de floresta e restinga. As amostras de solos foram coletadas durante o verão e o inverno, nas profundidades de 0 – 2 cm, 2 – 5 cm e 5 – 10 cm. Os micro-organismos isolados foram testados quanto à habilidade de produzir amilase, fosfatase ácida e/ou solubilizar fosfato inorgânico. Os resultados foram interpretados com análise estatística univariada. Excetuando os fungos totais, as contagens dos demais grupos microbianos decresceram significativamente ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga. As populações de actinobactérias predominaram no solo de floresta, porém foram semelhantes ($p < 0,05$) nos solos de manguezal e de restinga. O número das bactérias desnitrificantes foi similar nos solos de floresta e de manguezal e maior que o do solo de restinga. As contagens dos micro-organismos decresceram significativamente 11 e 21% da camada superficial para a 2 – 5 cm e 5 – 10 cm, porém as desnitrificantes aumentaram 44 e 166%. Enquanto o número de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, nitrificantes e desnitrificantes decresceu ($p < 0,05$) 32% em média do verão para o inverno, o das actinobactérias permaneceu invariável e dos fungos aumentou 29%. A frequência média de bactérias isoladas dos solos de manguezal, restinga e floresta foi de 95, 77 e 78% e a de fungos de 93, 90 e 95%, respectivamente. Das bactérias isoladas 33% foram amilolíticas, 79% produtores de fosfatase ácida e 18% solubilizadores de fosfato inorgânico. Dos fungos isolados, foram encontradas as seguintes proporções: 19%, 90% e 27%. A atividade respiratória e das enzimas desidrogenase, urease e protease, decresceram em média da seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga. As atividades solubilizadora e da fosfatase ácida foram maiores no solo de restinga do que no de manguezal. As atividades amonificante e nitrificante foram semelhantes nos solos de floresta e manguezal, contudo, decresceram ($p < 0,05$) para o solo de restinga. Todas as atividades microbianas decresceram significativamente ($p < 0,05$) 13 e 24% da camada superficial para as de 2 – 5 cm e 5 – 10 cm e 15% em média do verão para o inverno, porém, a atividade nitrificante aumentou 13%. Os conteúdos de matéria orgânica, carbono orgânico total, carbono solúvel, carboidratos totais e as análises físico-químicas decresceram ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga. Os conteúdos de umidade, salinidade, além do pH foram maiores no solo de manguezal ($p < 0,05$) do que de floresta e de restinga. Enquanto os conteúdos de matéria orgânica e carbono orgânico total, a salinidade e o pH diminuíram ($p < 0,05$)

em média 4 e 6% da camada superficial para as de 2 – 5 cm e 5 – 10 cm, os conteúdos de umidade, carbono solúvel e carboidratos totais não variaram entre as profundidades do solo. Com exceção da matéria orgânica, da salinidade e do pH que decresceram ($p < 0,05$) em média 7% do inverno para o verão, todas as outras análises físico-químicas aumentaram em 13%. O solo de manguezal estudado apresentou maior fertilidade do que o da floresta, porém a alta salinidade pode ter restringido o crescimento e a atividade das populações microbianas.

Palavras-chave: floresta, manguezal, restinga, sazonalidade, ciclos biogeoquímicos

MICROBIOLOGICAL ATRIBUTES IN COASTAL ECOSYSTEM FROM CARDOSO ISLAND, SP

ABSTRACT - Mangroves has characteristics that differentiate them from other ecosystems. The objective of this study was to evaluate the frequency of microbial groups (total, sporulating, Gram-negative, actinomycetes, nitrifying, denitrifying bacteria and fungi), the bacteria and fungi metabolic activities, microbial activities related to the cycle of C, N, P (respiration, dehydrogenase, ammonium-oxidizing, urease, protease, solubilizing phosphate and acid phosphatase activities), and chemical-physical analysis (moisture, organic matter, total organic carbon, soluble carbon, carbohydrates, fractionation phosphorus, pH and salinity) from mangrove soil, comparing them with the restinga and forest soils. Soil samples were collected during the summer and winter, at depths of 0 – 2 cm, 2 – 5 cm and 5 - 10 cm. The microorganisms isolated were tested for their ability to produce amylase, acid phosphatase and/or solubilize inorganic phosphate. Results were interpreted with univariate statistical analysis. Except fungi total scores of other microbial groups decreased significantly ($p < 0.05$) in the following order: forest > mangrove > restinga. Populations of actinomycetes predominated in the forest soil, but were similar ($p < 0.05$) in mangrove soils and restinga. The denitrifying bacteria number was similar in forest and mangrove soil and higher than restinga soils. The microorganism counts decreased significantly 11 and 21% the surface layer for 2 - 5 cm and 5 - 10 cm, however, denitrifying increased 44 and 166%. While total number, sporulating, Gram-negative, nitrifying and denitrifying bacteria decreased ($p < 0.05$), on average 32% from summer to winter, actinomycetes remained unchanged and fungi increased 29%. The isolated bacteria frequency average of mangrove, restinga and forest soils was 95, 77 and 78% and fungi 93, 90 and 95%, respectively. Bacterial isolates, were 33% amylolytic, 79% of phosphatase producers and 18% inorganic phosphate solubilizing. Fungi isolates were found the following proportions: 19%, 90% and 27%, respectively. The soil respiratory activity and soil enzymes, dehydrogenase, urease and protease, decreased in the following order: forest > mangrove > restinga. Solubilizing and acid phosphatase activities were higher in the restinga than mangrove soil. Ammonificant and nitrificant activities were similar in forest and mangrove soils, however, decreased ($p < 0.05$) to the resting soil. All microbial activity decreased significantly ($p < 0.05$) 13 and 24% to the surface layer of the 2 - 5 cm to 5 - 10 cm and 15% on average from summer to winter, but nitrifying activity increased by 13%. The content of organic matter, total organic carbon, soluble carbon, carbohydrates, and physicochemical analyzes decreased ($p < 0.05$) in the following order: forest > mangrove > restinga. The contents of moisture, salinity, and pH were higher in the mangrove soil ($p < 0.05$) than that of forest and restinga. While the content of organic matter, total organic carbon, salinity and pH decreased ($p < 0.05$) on average 4 e 6% from the surface layer for the 2 - 5 and 5 - 10 cm, moisture, soluble carbon and carbohydrates content did not differ between the soil depths. Except organic matter, salinity and pH decreased ($p < 0.05$) on average 7% from winter to summer, all other physicochemical analysis increased by

13%. Soil mangrove studied showed higher fertility than the forest, but the high salinity may have restricted growth and activity of microbial populations.

Keywords: forest, mangrove, restinga, seasonality, biogeochemical cycles

LISTA DE FIGURAS

		Página
Figura 1.	Localização do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, SP, Brasil (modificado de BERNARDI et al., 2005).....	24
Figura 2.	Precipitação e temperatura média no município de Cananéia durante o ano de 2011 (Fonte: Boletins do Centro Integrado de Informações Agrometeorológicas do Estado de São Paulo - CIIAGRO/SP).....	25
Figura 3.	Locais de amostragem na Ilha do Cardoso, SP, Brasil. M – Manguezal, R – Restinga e F – Floresta (Fonte: Google Earth™)....	26
Figura 4.	Bactérias (a) e fungos (b) inoculados nos meios de culturas. As 3 repetições das bactérias foram inoculadas na mesma placa de Petri e fungos 1 repetição por placa de Petri.....	37
Figura 5.	Halo hialino ao redor da colônia indicando a atividade da amilase por bactérias (a) e fungos (b).....	38
Figura 6.	Halo amarelo ao redor da colônia indicando atividade da fosfatase ácida por bactérias (a) e fungos (b).....	40
Figura 7.	Halo incolor ao redor da colônia indicando atividade solubilizadora de fosfato por bactérias (a) e fungos (b).....	41
Figura 8.	Bactérias totais (A), esporuladas (B) e Gram-negativas (C) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	55
Figura 9.	Bactérias nitrificantes (A) e desnitrificantes (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	57
Figura 10.	Actinobactérias (A) e fungos (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	59
Figura 11.	Atividade respiratória (A) e da desidrogenase (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e no inverno..	64
Figura 12.	Atividade amonificante (A) e nitrificante (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	67
Figura 13.	Atividade da urease (A) e protease (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	68

Figura 14.	Atividade solubilizadora (A) e da fosfatase ácida (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão e inverno.....	70
Figura 15.	Conteúdo de umidade (A) e matéria orgânica (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observados no verão e inverno.....	72
Figura 16.	Carbono orgânico total (A), carbono solúvel (B) e carboidratos totais (C) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observados no verão e inverno.....	75
Figura 17.	pH (A) e salinidade (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observado no verão e inverno.....	77

LISTA DE TABELAS

		Página
Tabela 1.	Características químicas e físicas dos solos de manguezal, restinga e floresta.....	28
Tabela 2.	Atividade metabólica dos micro-organismos isolados dos solos de manguezal, restinga e floresta, no verão.....	66
Tabela 3.	Atividade metabólica dos micro-organismos isolados dos solos de manguezal, restinga e floresta, no inverno.....	67
Tabela 4.	Densidade populacional de bactérias totais nos diferentes solos costeiros.....	120
Tabela 5.	Densidade populacional de bactérias esporuladas nos diferentes solos costeiros.....	120
Tabela 6.	Densidade populacional de bactérias Gram-negativas nos diferentes solos costeiros.....	121
Tabela 7.	Densidade populacional de bactérias nitrificantes nos diferentes solos costeiros.....	121
Tabela 8.	Densidade populacional de bactérias desnitrificantes nos diferentes solos costeiros.....	122
Tabela 9.	Densidade populacional de actinobactérias nos diferentes solos costeiros.....	122
Tabela 10.	Densidade populacional de fungos nos diferentes solos costeiros.....	123
Tabela 11.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade respiratória do solo.....	123
Tabela 12.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da desidrogenase do solo.....	124
Tabela 13.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade amonificante do solo.....	124
Tabela 14.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade nitrificante do solo.....	125

Tabela 15.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da urease do solo.....	125
Tabela 16.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da protease do solo.....	126
Tabela 17.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade solubilizadora do solo.....	126
Tabela 18.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da fosfatase ácida do solo.....	127
Tabela 19.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no teor de umidade do solo.....	127
Tabela 20.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no teor de matéria orgânica do solo.....	128
Tabela 21.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no carbono orgânico total do solo.....	128
Tabela 22.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no carbono solúvel do solo.....	129
Tabela 23.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros nos carboidratos totais do solo.....	129
Tabela 24.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no pH do solo.....	130
Tabela 25.	Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na salinidade do solo.....	130

1. INTRODUÇÃO

O Brasil tem a maior extensão de ecossistemas costeiros do mundo, representados por manguezais, restingas e florestas. Como sistemas auto-sustentáveis, a massa vegetal depositada é decomposta, fornecendo os nutrientes necessários para crescimento das plantas.

O manguezal é um ecossistema dinâmico de grande importância ecológica e geológica, porém o seu reconhecimento por parte da comunidade científica é relativamente recente. A importância ecológica dos manguezais deriva de um grande número de funções desempenhadas por este ecossistema, como amenização do impacto do mar na terra; controle de erosão pelas raízes; retenção de sedimentos terrestres do escoamento superficial pelas raízes; filtro biológico de sedimentos, nutrientes e mesmo poluentes por parte dos micro-organismos. Os manguezais constituem um ecossistema complexo característico de regiões tropicais e subtropicais e de transição entre os ambientes terrestre e marinho, estando distribuídos em todo o mundo ocupando a área de 152.000 km². A área de manguezal do Brasil está estimada em 96.268 ha, representando 7% de da área mundial, com vegetação composta principalmente pelas espécies *Rhizophora mangle*, *Avicennia schaueriana*, *Laguncularia racemosa*, *Conocarpus erectus*. Devido à influência marinha, seu solo é úmido, salino, lodoso, pobre em oxigênio, rico em nutrientes e matéria orgânica.

As restingas compreendem um conjunto de formações vegetais herbáceas, arbustivas ou arbóreas, situadas em solo arenoso e salino, podendo estar sob influência marinha ou flúvio-marinha. Ocorrem em 79% da costa brasileira, predominando as espécies vegetais *Dalbergia ecastaphyllum*, *Sophora tomentosa* e *Tibouchina holosericea*.

As florestas (Mata Atlântica) são formadas por árvores de grande porte que atingem 20 a 30 metros de altura e se estendia em todo litoral brasileiro. Embora atualmente seja descontínua devido ao desmatamento, sua biodiversidade é uma das maiores do planeta, contendo mais de 60% das espécies vegetais. Dentre os estados brasileiros que possuem remanescentes da Mata Atlântica, o estado de São Paulo é o que detém o maior conjunto de suas áreas protegidas, sendo que cerca de

80% estão localizados no litoral do estado. Parte desta floresta, com 22.500 ha, se encontra no Parque Estadual da Ilha do Cardoso, que abrange grande parte do município de Cananéia.

Os componentes de um ecossistema envolvem fatores bióticos (plantas, animais e micro-organismos) e fatores abióticos (solo e clima), todos em interações contínuas. O ciclo do carbono no manguezal é sinônimo de energia e a compreensão deste ciclo é de importância crucial para o funcionamento desse sistema. Contudo grande proporção da produção primária dos manguezais se processa através dos micro-organismos em algum estágio do ciclo do carbono, existindo importantes lacunas em nosso conhecimento. O nitrogênio e o fósforo são elementos importantes que poderiam se tornar fatores limitantes nos manguezais. As transformações da matéria orgânica levam à produção de compostos nitrogenados e fosfatados que podem ser assimilados pelas plantas e que devem ser conhecidos e comparados nos ecossistemas propostos. Como sistemas auto-sustentáveis, a massa vegetal depositada é decomposta, fornecendo os nutrientes necessários para crescimento das plantas. Os micro-organismos são os principais mediadores dessas transformações possibilitando a decomposição da matéria orgânica em seus componentes mais simples que são utilizados como fontes de carbono e energia. Dessa forma, o metabolismo microbiano é estimulado e a degradação dos compostos vinculados aos ciclos do C, N, P e S são aumentados. As diferenças nas propriedades químicas e físicas dos solos devem ser alteradas sempre que ocorre transição entre esses ecossistemas. O tamanho e a atividade das comunidades de micro-organismos no solo são extremamente variados e influenciados por esses ecossistemas.

Diferentes pesquisas em todo mundo têm abordado aspectos sobre a importância e a diversidade da flora, da fauna e da comunidade microbiana e, bem como, respostas dos manguezais ao stress. Enfoques sobre associações e diversidades microbianas têm sido conduzidos e projetos relativos a estes aspectos foram inclusive patrocinados pelas entidades fomentadoras de pesquisas (CNPq, FAPESP e outros). Entretanto, pesquisas sobre os grupos de micro-organismos presentes no solo e as transformações que realizam no solo aumentando a disponibilidade de nutrientes nos manguezais ainda estão em seus primórdios,

principalmente no Brasil. Há necessidade de se realizar pesquisas dirigidas a este tipo particular de ambiente de modo a se inferir as condições de auto-sustentabilidade desse sistema. Para isso, a melhor forma é comparar o ambiente do manguezal com sistemas de transição como o das restingas e da floresta.

1.1 Objetivo geral

Considerando-se as informações acima descritas, este trabalho teve como objetivo estudar as variações dos grupos de micro-organismos e suas atividades em solo de manguezal, restinga e floresta.

1.2 Objetivos específicos

Como objetivos específicos, procurou-se determinar nestes solos:

1. As populações de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, actinobactérias e fungos.
2. A atividade metabólica das bactérias e fungos isolados dos solos.
3. Os atributos relacionados ao ciclo do C: atividade respiratória microbiana, atividade da desidrogenase e os conteúdos de carbono orgânico total, carbono solúvel e carboidratos totais.
4. Os atributos relacionados ao ciclo do N: populações de bactérias nitrificantes e desnitrificantes, a atividade amonificante e nitrificante e das enzimas urease e protease.
5. Os atributos relacionados ao ciclo do P: populações de micro-organismos produtores de amilase, de fosfatase ácida e solubilizadores de fosfato inorgânico, as atividades solubilizadora de fosfato e da enzima fosfatase ácida e fracionamento do P do solo.
6. Os atributos relacionados à composição química do solo: umidade, matéria orgânica, pH, salinidade, composição química e granulometria.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Manguezais

2.1.1 Definição

Manguezal, também chamado de mangue ou mangal, é um ecossistema costeiro, de transição entre os ambientes terrestre e marinho, uma zona úmida característica de regiões tropicais e subtropicais (SCHAEFFER-NOVELLI, 1995; BREITHAUPT et al., 2012). Devem-se distinguir os termos "manguezal", ecossistema, de "mangue", termo comum dado às espécies arbóreas, características desses habitats (MENEZES et al., 2008).

O ecossistema manguezal está associado às margens de baías, enseadas, barras, desembocaduras de rios, lagunas e reentrâncias costeiras, onde haja encontro de águas de rios com a do mar, ou diretamente expostos à linha da costa. Estão sujeitos ao regime das marés, sendo dominados por espécies vegetais típicas, às quais se associam a outros componentes vegetais e animais (KNIGHT et al., 2008).

Os manguezais sofrem inundações periódicas das marés, que conferem condições altamente variáveis de salinidade, oxigenação e disponibilidade de matéria orgânica e nutrientes ao longo do tempo, promovendo a ciclagem de substâncias entre o ambiente terrestre e o marinho (MENEZES et al., 2008). Desempenham importante papel nos ecossistemas costeiros, contribuindo com a manutenção da biodiversidade marinha (BARUA et al., 2010). Protegem a área costeira contra erosão, danos causados por tempestades e ação das ondas. Além disso, ajudam no tratamento de efluentes, fornecem habitats de reprodução e de crescimento para diferentes organismos, sendo refúgio e zonas de alimentação para organismos marinhos e também fornecem grandes quantidades de matéria orgânica para águas costeiras adjacentes (KRISTENSEN et al., 2008).

Segundo Li et al. 2011, possuem condições ambientais únicas, incluindo a interface de aerobiose e anaerobiose causada pelo regime de marés e a salinidade do solo que se situa entre 5 a 30%, podendo atingir até 90%. Apresentam composição faunística e florística características, assim como uma microbiota

adaptada as condições impostas pelo ambiente de transição de águas doces e salinas (NAYAK et al., 2012).

2.1.2 Localização e extensão

De acordo com Spalding e Collins (2010), os manguezais são encontrados ao longo do litoral de 123 países, em todo território mundial, cobrindo uma área total de 152.000 km² que se desenvolve em áreas abrigadas como estuários, baías e lagunas. Embora não seja grande a cobertura pelos manguezais, esses ecossistemas são muito importantes, principalmente pela conexão entre os ambientes terrestres e marinhos (MATSUTANI et al., 2013).

Os manguezais apresentam-se amplamente distribuídos, cobrindo cerca de 60 a 75% da linha costeira mundial. No mundo, o Brasil, a Indonésia e a Austrália são os países com maior área de extensão deste tipo de ecossistema. A área total de manguezais na América é de aproximadamente 4.133,216 ha, dos quais as Américas do Norte e Central, incluindo as Ilhas do Caribe, totalizam 2.102,886 ha e a América do Sul cobre cerca de 2.030,330 ha (HOLGUIN et al., 2001; KATHIRESAN, 2005; CORTÉS-CASTILLO e RANGEL-CH, 2011).

Os manguezais são áreas localizadas nas planícies de inundação das marés, em áreas tropicais e subtropicais, compondo um dos ambientes naturais mais degradados no Brasil, onde ocorre uma das maiores extensões de manguezais do mundo, que se estende desde o Cabo Orange no Amapá, até o município de Laguna em Santa Catarina. A costa do Brasil tem extensão de 7.408 km, sendo que 6.786 km apresentam manguezais, abrangendo uma área de aproximadamente 25.000 km². Somente a costa do Estado do Rio Grande do Sul não tem cobertura de manguezais (ARAÚJO et al., 2011).

2.1.3 Solo

Os solos de manguezais, também chamados de sedimentos, são predominantemente anaeróbios, causado pela variação das marés (FERREIRA et al., 2010). Dessa forma, embora os manguezais sejam ricos em matéria orgânica,

são deficientes em nutrientes, devido à baixa taxa de decomposição de compostos orgânicos em condições limitantes de oxigênio. Neste ponto, surge a importância dos micro-organismos, que têm papel fundamental na manutenção dos ciclos vitais neste ambiente, atuando na ciclagem de nutrientes, dando suporte ao desenvolvimento dos demais organismos neste ecossistema, em especial as plantas (ANDREOTE et al., 2012).

Os solos dos manguezais são formados pelo acúmulo de sedimentos de origem orgânicas e inorgânicas provenientes do litoral, margens de rios, solos erodidos ou ainda pelos solos de áreas mais altas, transportados pelos rios, podendo apresentar características diferentes devido à variação na intensidade de geração e do transporte deste material (SHEELA, 2008), bem como em função das variações climáticas e atividades de fauna e flora (ANDREOTE et al., 2012).

Os solos são halomórficos desenvolvidos a partir de sedimentos marinhos e fluviais com presença de matéria orgânica e que ocorrem em regiões de topografia plana na faixa costeira sob a influência constante do mar. Todas as classes de solos dessas áreas estão associadas à influência marcante da água, podendo ocorrer: Areias Quartzosas Marinhas e Podzóis hidromórficos (em terraços arenosos), solos Gley, Orgânicos com tiomorfismo e solos Aluviais, principalmente da era Cenozóica (PRADA-GAMERO et al., 2004; KNIGHT et al., 2008).

O substrato do manguezal é lodo-arenoso, podendo, às vezes, chegar a semi-líquido; geralmente com muita matéria orgânica, alto conteúdo de sal, é pouco consistente e apresenta cor cinza escuro (ROGERS et al., 2008). Estes solos são especialmente deficientes em fósforo e nitrogênio e ricos em sulfeto de hidrogênio e quando entram em contato com o ar ocorre redução, baixando ainda mais os valores de pH, o que pode resultar em condições extremamente ácidas quando há produção de ácido sulfúrico (KEENE et al., 2010; RIGONATO et al., 2012).

2.1.4 Salinidade

Os solos afetados por sais ocorrem em muitos países dos hemisférios norte e sul. No Brasil, ocupam áreas significativas na Região Nordeste, ocorrendo também em áreas restritas de alguns outros estados (BOUAZIZ et al., 2010).

A ação diária das marés é o principal mecanismo de penetração das águas salinas nos manguezais. Através de adaptações fisiológicas, os mangues são capazes de viver em severos ambientes salinos. Essa vegetação ocorre onde a salinidade do solo pode variar entre 60 - 65 partes por mil (ppm), em alguns casos, essa salinidade pode chegar até 90 ppm. A salinidade efetivamente limita a concorrência de outras plantas no manguezal, devido à adaptação dos mangues em excretar o sal por glândulas adaptadas, permitindo a sua sobrevivência nesses ambientes (CHEN et al., 2013).

Devido à influência da mistura de águas doces e marinhas pela variação das marés, os manguezais sofrem amplas alterações diárias na salinidade, o que implica em grande adaptação fisiológica para os organismos que vivem ali. O substrato é instável, com partículas de solo finas e há grande variação no volume de água (HUXHAM et al., 2010).

No entanto, somente a salinidade não determina o zoneamento das espécies de mangue, outros fatores tais como a disponibilidade de nutrientes e a ação das marés também devem ser levadas em conta ao analisar os padrões de distribuição das diferentes espécies de mangue (CRUZ et al., 2013).

2.1.5 Vegetação

Mangue é o nome dado a diversas plantas, pertencentes a várias famílias, próprias das formações vegetais de águas salobras ou meio salobras. De maneira geral a flora que compõe o mangue é halófita, isto é, tolera a salinidade do entorno, mas não usa esse sal para seu desenvolvimento (KRAUSS; BALL, 2013).

Os mangues crescem na interface entre terra e mar, em latitudes tropicais e subtropicais, sobrevivendo em condições de elevada salinidade, variação das marés, fortes ventos, altas temperaturas e solos anaeróbios. É um grupo de plantas que apresenta morfologia e fisiologia altamente desenvolvida para adaptação às condições extremas (PRABHU; GURUVAYOORAPPAN, 2012). As florestas de mangue se distribuem nas regiões tropicais e subtropicais do mundo estendendo-se entre as latitudes 30 °N e 30 °S, tendo ocorrência nas regiões de interface mar-continente (GIRI et al., 2011). No Brasil, segundo estudo da Organização das

Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO), a área dos manguezais totaliza cerca de 13.000 km² (LACERDA et al., 2006).

Além disso, a vegetação de mangue também serve como local para reprodução e berçário para inúmeras espécies marinhas e são também fonte de alimento, medicamento, combustível e materiais de construção para as comunidades locais (GIRI et al., 2008). Os manguezais exibem baixa riqueza de espécies, já que se trata de um ambiente altamente estressante. No mundo são conhecidas aproximadamente 56 espécies de mangue, distribuídas em 13 famílias e 20 gêneros (SHELAR et al., 2012).

A vegetação de mangue na costa brasileira é predominantemente representada pelas espécies *Rhizophora mangle* (mangue vermelho), *Laguncularia racemosa* (mangue branco), sendo as espécies mais frequentes nas zonas sob maior influência da maré, *Avicennia schaueriana* (mangue preto) nas zonas sob menos influência da maré e *Conocarpus erectus* (mangue de botão) com ocorrência mais restrita às zonas de transição entre o manguezal e a restinga (DIAS et al., 2012).

Em relação ao mecanismo de reprodução, observa-se flores perfeitas que são polinizadas pelo vento e apresenta a produção de frutos verdes e vivíparos (propágulos), que permanecem na “árvore-mãe” durante a germinação dando origem a uma nova planta, voltada para baixo e que se desprende para se auto-plantar (DAWES, 1997; GAMERO, 2001). Os propágulos cumprem uma fase obrigatória de dispersão de várias semanas, antes de se fixarem a um substrato e iniciarem a produção de raízes. No caso destes propágulos não obterem contato com o sedimento, estes podem permanecer viáveis por vários meses, favorecendo o mecanismo de dispersão da espécie (KATHIRESAN e BINGHAM, 2001).

Existem ainda, grupos de plantas associadas aos manguezais que ocorrem principalmente nas regiões marginais ou de borda interior. Estas espécies não são exclusivas deste ecossistema, porém são tolerantes a diferentes teores de salinidade como o *Spartina alterniflora* (capim marinho), o *Hibiscus pernambucensis* (Algodoeiro da praia) e *Acrostichum aureum* (samambaia do mangue). Também podem ser observadas espécies de orquídeas, bromélias e líquens, ocorrendo como epífitas nas árvores de mangue (CUZZUOL; ROCHA, 2012).

2.2 Restingas

2.2.1 Definição

As restingas são ecossistemas formados por cordões arenosos que se desenvolvem paralelamente à costa atlântica brasileira. O termo restinga é usado para definir ecossistemas costeiros fisicamente determinados pelas condições do solo e pela influência marinha e fluvial. Também é utilizado para denominar as matas das regiões mais secas, que crescem em terrenos planos e arenosos. No sentido botânico designaria uma vegetação arbustivo-arbórea características de zonas costeiras (SACRAMENTO et al., 2007; LOURENÇO Jr.; CUZZUOL 2009).

Variações no nível do mar ocorridas no período holoceno ocasionaram a formação ao longo do litoral brasileiro, de vastas planícies sedimentares arenosas. Em consequência das transgressões e regressões marinhas, tomaram a forma de uma sucessão de cordões litorâneos arenosos. Esses depósitos são, em geral, cobertos por comunidades vegetais características e diversas (GOMES et al., 2007; PEREIRA et al., 2012).

Mais especificamente no Brasil, a restinga pode ser definida como um terreno arenoso e salino, próximo ao mar e coberto de plantas herbáceas. Ou ainda, de acordo com a resolução 07 de 23 de julho de 1996 da CONAMA, "entende-se por vegetação de restinga, o conjunto das comunidades vegetais, fisionomicamente distintas, sob influência marinha e fluvio-marinha. Estas comunidades, distribuídas em mosaico, ocorrem em áreas de grande diversidade ecológica sendo consideradas comunidades edáficas por dependerem mais da natureza do solo que do clima". O uso desse termo seja no sentido ecológico, botânico ou geomorfológico, deve-se exatamente à estreita relação que esta vegetação tem com o solo (REIS-DUARTE, 2004; OLIVEIRA et al., 2010; SILVA et al., 2010).

2.2.2 Localização e extensão

A restinga é incluída pelo Decreto Federal 750/1993 no "domínio Mata Atlântica", que compreende um conjunto muito diversificado de formações vegetais que ocupariam toda a costa litorânea leste do Brasil e que se estendem, em muitos

trechos, centenas de quilômetros em sentido oeste para o interior do país. Restingas e manguezais são duas grandes formações do bioma Mata Atlântica que acompanham o Oceano Atlântico e se instalam sobre os sedimentos próximos a ele (ALMEIDA Jr. et al., 2009).

As restingas estão distribuídas por todo litoral brasileiro, com mais de 7.110 km, fragmentadas, ocupando quase 80% da costa brasileira. Ocorrem de maneira descontínua, desde 4° N a 34° S. Essa distribuição norte-sul está sujeita ao longo do litoral de variações climáticas, que conferem grande diversidade ambiental e biológica para as restingas brasileiras. As principais formações ocorrem no litoral de São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo e Bahia (MAGNAGO et al., 2012).

2.2.3 Solo

Os ecossistemas de restinga se caracterizam pela presença de solos de textura arenosa e, geralmente, pobres em matéria orgânica, tendo baixa capacidade de reter água e nutrientes, essenciais à manutenção dos componentes biológicos de um sistema. Diferente do que ocorre na maioria dos ecossistemas terrestres, na restinga o solo não constitui sua principal fonte de nutrientes. Dada à proximidade do mar, essa fonte de nutrição é a maresia (spray marinho) presente na atmosfera (OLIVEIRA et al., 2010; PEREIRA et al., 2012).

Os solos de restinga são muito lixiviados, naturalmente pobres por não possuírem entrada externa de nutrientes, onde a maior parte desses nutrientes está na camada superficial do solo, havendo uma camada orgânica pouco profunda. Sua granulometria interfere diretamente na ciclagem dos nutrientes como carbono (C), Cálcio (Ca), Magnésio (Mg), entre outros (MAGNAGO et al., 2012).

Os Espodossolos e Neossolos Quartzarênicos são as principais classes de solos sob restinga; são arenosos, ácidos, quimicamente pobres e têm sua formação a partir de sedimentos fluvio-marinhos datados do período quartenário. Os Espodossolos são solos minerais, ácidos e de baixa fertilidade natural, apresentam textura arenosa ao longo do perfil, com baixo teor de argila (1 a 5%) e a soma das bases raramente ultrapassa $1 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, mesmo na camada superficial. Os Neossolos Quartzarênicos (Areias Quartzosas Marinhas) são solos minerais,

intemperizados, com baixo teor de nutrientes, elevada acidez e predominância de argilas de baixa atividade (caulinitas e óxi-hidróxidos de Fe e Al). Originam-se de depósitos arenosos e teor de argila inferior a 15% (COELHO et al., 2010; BONILHA et al., 2012).

2.2.4 Vegetação

A vegetação é adaptada, apresentando muitas vezes características xeromórficas. Os diferentes tipos de vegetação que ocorrem nas restingas brasileiras variam desde formações herbáceas, passando por formações arbustivas, abertas ou fechadas, chegando à floresta cujo dossel varia em altura e que geralmente não ultrapassa os 20 metros (ASSUMPÇÃO e NASCIMENTO, 2000). Nas áreas onde ocorrem as restingas, normalmente há evolução da vegetação, com a presença de outras espécies e variação na densidade e tamanho das plantas (ALMEIDA et al., 2009; BONILHA et al., 2012).

A vegetação é característica das praias e das planícies costeiras. Sua fisionomia variada está diretamente relacionada ao solo arenoso onde ela se encontra. Uma das características mais visíveis da restinga é a altura de suas espécies em relação à proximidade com o mar. Na restinga, podemos encontrar as seguintes formações vegetais (MENEZES e ARAÚJO, 1999; MARTINS et al., 2008):

- Vegetação de praias e dunas, faz limite com a praia, ainda encontrada na areia, onde predominam as gramíneas, com pouca variedade de espécies.

- Vegetação de anteduna, ocorre sobre terraços não atingidos pelas marés, esta vegetação é mais fechada e composta por espécies herbáceas a subarbustivas, com até 60 cm de altura.

- O escrube possui uma formação arbustiva fechada, com ramos predominantemente retorcidos, formando moitas, intercaladas com espaços abertos ou em aglomerados contínuos com plantas de até 3 metros de altura. Poucas plantas epífitas representadas por líquens, samambaias, bromélias, orquídeas e trepadeiras.

- Floresta baixa e alta de restinga. A floresta baixa apresenta árvores com porte médio não ultrapassando 6 metros, tendo vegetação rasteira um pouco mais

densa por causa da maior incidência de luminosidade, o que permite um maior desenvolvimento das plantas. A floresta alta apresenta árvores com maior porte (8 a 13 metros) não ultrapassando os 15 metros de altura e não apresentando vegetação rasteira muito densa, devido à menor incidência de luminosidade no solo.

2.3 Florestas (Mata Atlântica)

2.3.1 Definição

As Florestas Tropicais abrigam mais de 50% da biodiversidade do planeta, sendo consideradas os ambientes mais ricos neste quesito dentre as Florestas Tropicais, a Mata Atlântica possui a maior biodiversidade por hectare entre as Florestas Tropicais, sendo também considerada nos dias de hoje, uma das mais ameaçadas (MARQUES et al., 2008; MAGALHÃES et al., 2011).

A Mata Atlântica que compreende a região costeira do Brasil é um bioma rico que abriga ecossistemas diferenciados, abrangendo diferentes regiões climáticas, relevos, solos, paisagens e a composição das comunidades de plantas e animais. Em seu domínio encontram-se sete grandes bacias hidrográficas e cerca de 70% da população brasileira atual. Os recursos hídricos fornecidos por essas bacias são essenciais para o abastecimento de cerca de 120 milhões de pessoas, além de fornecerem energia para o atendimento das maiores cidades brasileiras (GOMES et al., 2009; FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2012).

Hoje, restam aproximadamente 11,7% da área original ocupada pela Mata Atlântica, a maior parte na forma de remanescentes secundários e altamente fragmentados: 83% dos fragmentos são menores do que 50 ha (RIBEIRO et al, 2009). Essas condições ameaçam a manutenção da biodiversidade do bioma a longo prazo, motivo pelo qual a Mata Atlântica é atualmente considerada um dos principais *hotspots* tropicais de conservação biológica, e um dos mais devastados e ameaçados do planeta (RAMOS et al., 2011).

A cobertura de áreas protegidas na Mata Atlântica avançou expressivamente ao longo dos últimos anos, com a contribuição dos governos federais, estaduais e mais recentemente dos governos municipais e iniciativa privada. No entanto, a maior parte dos remanescentes de vegetação nativa ainda permanece sem proteção.

2.3.2 Localização e extensão

A Mata Atlântica originalmente se estendia por todo o litoral brasileiro, do Piauí até o Rio Grande do Sul, atingindo também o Paraguai e a Argentina abrangendo uma área de 1.315,460 km², cobrindo cerca de 13,04% de todo o território nacional (ICMBIO, 2012). Tratava-se da segunda maior floresta tropical úmida do Brasil, só comparável à Floresta Amazônica (FABRICANTE et al., 2012).

Aproximadamente 93% da formação original da Mata Atlântica já foi devastada. Isso a coloca na posição de uma das florestas tropicais mais devastadas e ameaçadas do planeta, perdendo apenas para as florestas da Ilha de Madagascar, na África (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2012).

O bioma abriga alta biodiversidade, com cerca de 20.000 espécies de plantas, 8.567 delas endêmicas, e 2.181 espécies de vertebrados (mamíferos, pássaros, répteis, anfíbios e peixes), das 633 espécies de animais ameaçadas de extinção no Brasil, 61% ocorrem na Mata Atlântica. A relevância da Mata Atlântica também está associada aos serviços ambientais que seus ecossistemas prestam à sociedade (VARJABEDIAN, 2011; BRANCALION et al., 2010).

2.3.3 Solo

O solo sob floresta, em geral, é bastante raso, de topografia bastante acidentada com pH ácido, pouco aerado, sempre úmido e extremamente pobre (baixa disponibilidade de nutrientes), recebendo pouca luz, devido a maior parte dos raios solares serem absorvida pelo estrato arbóreo. Apesar da baixa fertilidade, normalmente observa-se em solo sob floresta uma grande taxa de decomposição da matéria orgânica, baixas perdas de nutrientes por lixiviação e grande ciclagem de nutrientes (NUNES; PINTO, 2012; SAYER et al., 2012).

Estes solos são pobres em minerais de natureza granito-gnáissico (BENEDETTI et al., 2011). A maior parte dos nutrientes está contida nas plantas ao invés de estar presente no solo. Esses minerais uma vez liberados pela decomposição das folhas e outros detritos, são reabsorvidos pelo grande número de raízes existentes, retornando ao solo quando as plantas ou suas partes (ramos, folhas, flores, frutos e sementes) caem. Fecha-se, assim, o ciclo planta-solo, que

explica a manutenção de florestas exuberantes em solos nem sempre férteis (VIERA; SCHUMACHER, 2010).

A serapilheira produzida pela parte aérea das árvores pode devolver ao solo grande quantidade de material orgânico, representando nas florestas tropicais, a forma mais significativa de transferência de nutrientes à superfície do solo (LIMA et al., 2010). Esse material orgânico, quando associado ao menor revolvimento, contribui para a melhoria das características físicas, químicas e biológicas do solo (FARIA et al., 2010; ZHANG et al., 2013).

No entanto, o desmatamento e erosões levaram a um rápido empobrecimento dos solos, já que a água das chuvas carregam os minerais para o lençol subterrâneo. Por esse motivo os solos da Mata Atlântica não são favoráveis à agricultura, a menos que sejam enriquecidos anteriormente (ARAGÃO et al., 2011).

Devido ao solo raso e encharcado, o ciclo de deslizamentos e de erosões nas partes mais altas e a deposição de material nas partes baixas promove a renovação do solo, desnudando as encostas, formando clareiras e dando espaço para o início de novas associações. A vegetação de grande porte, apesar de o solo ser raso, consegue sustentar-se graças as suas raízes tabulares e escoras (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2011).

2.3.4 Vegetação

A vegetação da Mata Atlântica regula o fluxo de mananciais hídricos, assegura a fertilidade do solo, controla o clima e protege escarpas e encostas de serras, além de preservar um importante patrimônio natural. Em seu território nascem rios que abastecem diversas cidades brasileiras (VARJABEDIAN, 2011).

No interior da Mata, devido à densidade da vegetação, a luz é reduzida, e a variação climática (umidade, pluviosidade e ventos) é principalmente observada devido a alterações na altitude (SANTOS et al., 2007). Graças à complexidade deste bioma, suas formações florestais recebem classificações distintas onde podemos encontrar: Florestas: Ombrófila Densa, Ombrófila Mista, Estacional Semidecidual, Estacional Decidual e Ombrófila Aberta (SANTOS et al., 2011).

Primeiramente a Floresta Ombrófila Densa é mata perenifólia, com dossel de até 50 metros. As árvores são emergentes, podendo atingir até 40 metros de altura. Possui densa vegetação arbustiva, formada por samambaias, plantas arborescentes, bromélias e palmeiras. Nas áreas mais úmidas e não degradadas ocorrem figueiras, palmeiras e palmiteiros (RODRIGUES; MELLO, 2012).

A Floresta Ombrófila Mista ocorre principalmente nos planaltos dos estados da região Sul e nos maciços descontínuos de São Paulo e Rio de Janeiro. Ocorre em regiões tropicais, com chuvas abundantes e com temperatura média de 18 °C. Sua fisionomia natural é caracterizada pelo predomínio de *Araucaria angustifolia* (BORSOI et al., 2012).

A Floresta Estacional Semidecidual possui duas estações climáticas distintas: uma tropical com intensas chuvas de verão, seguida por estiagem acentuada e outra subtropical, sem períodos secos, mas com seca fisiológica provocada pelo frio intenso do inverno, com temperaturas médias inferiores a 15 °C. A porcentagem de árvores do conjunto florestal que perdem folhas está entre 20 a 50% (MEWS et al., 2012).

A Floresta Estacional Decidual ocorre em grandes altitudes e baixas temperaturas, se caracterizam por apresentar duas estações climáticas bem demarcadas, uma chuvosa e outra de longo período seco. Mais de 50% das espécies vegetais perdem sua folhagem no período seco (CALLEGARO et al., 2012).

A Floresta Ombrófila Aberta se encontra faceando com a Floresta Ombrófila Densa. Este tipo de vegetação foi considerado durante anos como um tipo de transição entre a Floresta Amazônica e as áreas extra-amazônicas. Ocorre em climas que podem apresentar um período com mais de 2 e menos de 4 meses secos, com temperaturas médias entre 24 °C e 25 °C (COLPINI et al., 2009).

2.4 Micro-organismos

2.4.1 Populações de micro-organismos

Sendo esses sistemas auto-sustentáveis, os micro-organismos têm papel importante na decomposição da matéria orgânica, mineralização dos compostos

orgânicos e a disponibilidade de nutrientes para as plantas (McGUIRE et al., 2012). Estudos mostraram que os micro-organismos desempenham papel importante na conservação e produtividade dos manguezais. Como os micro-organismos estão diretamente envolvidos nos ciclos dos nutrientes no solo, sua quantificação é importante por dar indicações de como estes processos estão ocorrendo nos ecossistemas e na qualidade do solo (HAFICH et al., 2012). Em restinga da Marambaia, RJ, o número de fungos variou de $4,6 \times 10^3$ a 9×10^4 UFC g^{-1} solo seco (FRAGA et al., 2010) e em manguezal da Baía de Guanabara de 7×10^4 a 4.1×10^6 UFC g^{-1} (SILVA et al., 2008). Porém, a influência do ecossistema sobre o número de bactérias (SILVA et al., 2008), fungos (OLLER COSTA et al., 2012) e actinobactérias (RAVIKUMAR et al., 2011) tem mostrado grande variação de resultados (GARCIA et al., 2011). Dentre os grupos de micro-organismos, tem sido constatado que os solos de manguezal contêm alta diversidade de micro-organismos promotores do crescimento de plantas como fixadores de N_2 , solubilizadores de fosfato e bactérias fotossintéticas (BASHAN; HOLGUIN, 2002).

Algumas das principais funções dos micro-organismos do solo estão ligadas aos ciclos biogeoquímicos, como por exemplo, do carbono, do nitrogênio e do fósforo. Estes elementos são transportados pelo ecossistema, via reações bioquímicas que alteram sua forma e/ou estado de oxidação (MADSEN, 2008). Embora todos os seres vivos participem de alguma forma da ciclagem de nutrientes, muitas etapas são exclusivas dos micro-organismos. Algumas reações podem ser realizadas por diferentes grupos microbianos como, por exemplo, decomposição de compostos orgânicos, enquanto que outras são exclusivas de grupos especializados, como fixação de nitrogênio, nitrificação e desnitrificação (SOUZA et al., 2012).

Processos de ciclagem de nutrientes promovem a interação entre grupos distintos, onde o produto do metabolismo de um micro-organismo é usado como substrato para outro (CHANG et al., 2011). No ciclo do carbono, por exemplo, organismos autotróficos são capazes de fixar dióxido de carbono (CO_2), produzindo biomassa, por meio de diferentes vias metabólicas (SATO; ATOMI, 2010). O carbono orgânico pode então ser transferido entre organismos, possibilitando o

crescimento de vários heterotróficos, os quais através do metabolismo respiratório ou fermentativo devolvem CO_2 para a atmosfera.

Uma variedade de grupos microbianos com diferentes metabolismos fazem parte do ciclo do nitrogênio. O nitrogênio molecular (N_2) pode ser utilizado apenas por grupos restritos de micro-organismos, chamados fixadores de nitrogênio. Neste processo, o N_2 é reduzido à amônia (NH_3), que pode ser incorporada à biomassa. A maioria dos micro-organismos utilizam as formas inorgânicas amônio (NH_4^+), nitrito (NO_2^-) e nitrato (NO_3^-) e compostos orgânicos como fonte de nitrogênio. Durante a mineralização, ocorre a liberação de NH_4^+ de moléculas orgânicas. A oxidação de NH_4^+ a NO_3^- é um processo denominado nitrificação, e são compostas por duas etapas, realizadas por dois grupos de micro-organismos distintos, amonificantes e nitrificantes que catalisam a oxidação do NH_4^+ e do NO_2^- , respectivamente. O NO_3^- e NO_2^- podem ser utilizados pelos micro-organismos desnitrificantes, que os utilizam como aceptores finais de elétrons. Em solo de manguezal foi demonstrado que o principal mecanismo de produção de óxido nitroso (N_2O) é realizado por micro-organismos desnitrificantes (FERNANDES et al., 2010). Uma sequência de reações de redução é realizada por esses micro-organismos efetivamente em condições limitantes de oxigênio culminando com a liberação de N_2 para a atmosfera (UCHIDA et al., 2012; ZHOU et al., 2012).

Depois do nitrogênio, o fósforo é o nutriente mais limitante para o desenvolvimento das plantas (BARROTI; NAHAS, 2000). Apesar dos solos serem ricos em fósforo, apenas uma pequena parte é disponível para as plantas, uma vez que a maior parte do fósforo é encontrada em formas insolúveis. Em manguezal de Ratoles, PR, a concentração de P inorgânico variou de 1,9 a 8,8 $\mu\text{mol g}^{-1}$ (MATER et al., 2004). Dentre esses micro-organismos encontram-se as bactérias solubilizadoras de fosfato, que participam do ciclo do fósforo facilitando a conversão de formas insolúveis para solúveis por meio da secreção de ácidos orgânicos e fosfatases, tornando-o disponível para a planta (GYANESHWAR et al., 2002; QIAN et al., 2010).

Embora os manguezais sejam ricos em matéria orgânica, os mesmos são deficientes em nutrientes, especialmente nitrogênio e fósforo. Apesar desse fato, os manguezais são altamente produtivos com relação a aspectos bioquímicos e a

atividade microbiana é responsável por transformações de nutrientes dentro do ecossistema (HOLGUIN et al., 1999; VAN-THUOC et al., 2012).

A quantificação de populações microbianas do solo, como solubilizadores de fosfato (GHOSH et al., 2012), produtores de fosfatase (KUMAR et al., 2012), amilolíticos (GRISHKO; SYSHCHIKOVA, 2010) podem fornecer informações importantes sobre a decomposição da matéria orgânica e a mineralização e solubilização de compostos do solo. No entanto, as relações entre as estruturas das comunidades microbianas e as atividades bioquímicas são muito pouco conhecidas, dificultando o entendimento dos mecanismos que regulam o funcionamento dessas comunidades no solo (NDAW et al., 2009).

2.4.2 Efeito das características físicas e químicas do solo

Contudo, as populações de micro-organismos e suas atividades podem ser influenciadas por variações das características físicas e químicas do solo (OLLER COSTA et al., 2012) e bem como pela estações do ano (ZHANG et al., 2009). Tanto o pH quanto a quantidade de matéria orgânica, temperatura, concentração de nutrientes, vegetação e práticas de manejo podem influenciar as atividades dos micro-organismos do solo e as estruturas das comunidades microbianas (SINGH; SHING; SHING, 2012).

Da mesma forma que as comunidades do solo atuam sobre o ambiente, controlando processos com sua atividade metabólica, a presença e abundância de grupos microbianos são influenciadas por características ambientais, envolvendo fatores físicos, químicos e biológicos. Esta relação entre microbiota e ambiente gera várias questões com relação a processos, produtos e consequências para o ecossistema. A riqueza de micro-organismos do solo caracteriza o mesmo, como um ambiente muito complexo, pois cada grupo possui necessidades nutricionais e ambientais distintas, dessa forma, uma grande variedade de microambientes coexistem no solo. Nesses ecossistemas, a estrutura das comunidades microbianas pode ser controlada por propriedades do solo como, material de origem, quantidade e qualidade da matéria orgânica, saturação com água, granulometria, características químicas e também pela vegetação (SESSITSCH et al., 2001, CHAER; TÓTOLA,

2007). Em vista disso, compreender a relação entre a comunidade microbiana e o funcionamento desses ecossistemas é um dos maiores desafios da microbiologia do solo atualmente (VIANA et al., 2011).

O conteúdo de matéria orgânica e o pH do solo podem ser apontados como as principais características que influem no número de micro-organismos (PUPIN et al., 2009). A atividade da protease e da fosfatase aumentou com a adição de matéria orgânica no solo, podendo ser considerada como resultado do processo de mineralização catalisado pelos micro-organismos (REZENDE; ASSIS; NAHAS, 2004). As populações de micro-organismos podem ser associadas com a decomposição de componentes orgânicos e ciclagem dos elementos biogeoquímicos (GREEN et al., 2007; TRASAR-CEPEDA et al., 2008). De acordo com Fan et al. (2006), o número total de bactérias foi correlacionado positivamente com o conteúdo de matéria orgânica. Resultados obtidos por Silva et al. (2008) mostraram que o teor de matéria orgânico em manguezal da Baía de Guanabara variou de 4 a 6%. Foi relatado que a maior variação no conteúdo de matéria orgânica, N e P ocorre na camada superficial até 5 cm do solo (GUARESCHI; PEREIRA; PERIN, 2012). Em decorrência, maior porcentagem de N_2O por desnitrificação foi constatada nos 2 cm superficiais do solo e, além disso, pela concentração de nitrito do solo (FERNANDES et al., 2010). Porém, nenhuma influência do pH foi verificada na comunidade bacteriana da Mata Atlântica (FAORO et al., 2010).

Também é possível que a composição da comunidade microbiana esteja sujeita à influência marítima. Outro fator importante quando se considera os manguezais e as restingas é a disponibilidade de oxigênio no solo. Devido à inundação, baixos teores de oxigênio podem ocorrer principalmente nas camadas mais profundas do solo. Em consequência, o potencial redox decresceu com a profundidade do solo, de 377 mV na camada superficial a 159 mV a 10 cm de profundidade (BAUZA et al., 2002). Resultados de estudos mostraram que as bactérias desnitrificantes foram abundantes nos manguezais devido às condições anaeróbias associadas a altos teores de matéria orgânica (REEF et al., 2010). Assim, maior número de bactérias desnitrificantes foi encontrado na profundidade de 7 cm em Tanshui River, norte de Taiwan, porém nenhuma correlação foi verificada

com as características químicas do solo (FAN et al., 2006). A salinidade também exerce influência na variedade da população microbiana. Dentre os seres vivos, sobressaem-se as bactérias como principais habitantes dos ambientes salinos e hipersalinos (ZAHARAN, 1997). Porém percebe-se que a população microbiana é inversamente proporcional ao aumento das concentrações salinas (OREN, 2002).

A evolução das transformações microbianas que ocorrem sob influência de diferentes ecossistemas podem ser decorrentes dos grupos de micro-organismos e de suas atividades e, bem como, de determinados compostos químicos do solo. Estas transformações decorrentes dos processos bioquímicos que ocorrem no solo, devido à atividade microbiana, têm efeitos sobre as características físicas e químicas, e conseqüentemente sobre o desenvolvimento dos vegetais e a qualidade do ambiente. A respiração e a atividade enzimática microbiana do solo, também podem ser usadas como indicativos de qualidade do solo (FERREIRA et al., 2013). Dentre os atributos bioquímicos comumente utilizados para estimar as mudanças na qualidade do solo, podem ser incluídas enzimas amilase, arilsulfatase, β -glucosidase, celulase, quitinase, desidrogenase, fosfatase, protease e urease cuja atividade é regulada por diversos fatores do solo como pH, conteúdo de matéria orgânica e minerais (MAKOI; NDAKIDEMI, 2008).

De acordo com Reef et al. (2010) o nitrogênio e o fósforo são os nutrientes que mais influem no crescimento do mangue. O nitrogênio é um dos principais componentes da matéria orgânica. O processo de decomposição do nitrogênio orgânico ocorre em várias etapas e pode ser estimado pela quantificação de grupos específicos de micro-organismos como sua atividade bioquímica amonificante e nitrificante (LI et al., 2011; BAI et al., 2012; RAZGULIN, 2013).

As transformações do P no solo podem ser inferidas pelo tamanho das populações de micro-organismos responsáveis por essas transformações como por sua atividade solubilizadora. Em solos deficientes em nutrientes, a presença de organismos com a habilidade de solubilizar P assumem importância no crescimento de plantas (REEF et al., 2010). Dentre esses micro-organismos encontram-se os micro-organismos solubilizadores de fosfato, que participam do ciclo do fósforo possibilitando a conversão de formas insolúveis inorgânicas ou orgânicas para solúveis por meio da secreção de ácidos orgânicos e fosfatases, respectivamente

(NAHAS et al., 1994). Alguns micro-organismos solubilizam o fosfato inorgânico tornando-o disponível para as plantas (SESHADRI et al., 2010; BALEMI; NEGISHO, 2012). A presença de bactérias e do fungo *Aspergillus niger* solubilizadores de fosfato inorgânico foi demonstrada na rizosfera de várias espécies de plantas que crescem em manguezal (VAZQUEZ et al., 2000). Da mesma forma, a produção e secreção da fosfatase ácida pelos micro-organismos podem garantir a disponibilidade de fosfato solúvel a partir de P orgânico no solo (OMER; FARAG, 2012). A determinação da atividade enzimática da fosfatase ácida no solo pode refletir a presença desses micro-organismos mineralizadores do P orgânico (MARTINAZZO et al., 2007; WARING et al., 2013).

2.4.3 Efeito da profundidade do solo e do clima

De acordo com Hayden et al. (2012), a profundidade exerce grande efeito sobre os micro-organismos, sendo a nitrificação e a liberação de CO₂ sensivelmente menores em profundidade. A população microbiana varia de acordo com as características das espécies vegetais, edáficas e climáticas específicas de cada ambiente. A maior atividade biológica do solo situa-se, de modo geral, na camada de 0 a 20 cm de profundidade, devido ao maior acumulação de matéria orgânica, pela disposição de resíduos vegetais e animais, além dos efeitos das raízes (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

A superfície dos solos contém maiores quantidades de matéria orgânica e de macronutrientes do que as camadas mais profundas. Desse modo, à medida que se aumenta a profundidade, o número de micro-organismos e suas atividades diminuem. O número de fungos, por exemplo, decresce com a profundidade e as bactérias passam a ser dominantes. Isso ocorre pelo fato das mesmas possuírem habilidade para utilizar aceptores de elétrons diferentes do oxigênio (CARRARA, 2003). Estudando a população de fungos em duas profundidades de solo, 0 - 5 cm e 5 - 10 cm em área de caatinga, Souto (2006) verificou maiores valores para a população de fungos na profundidade de 0 - 5 cm.

Os micro-organismos existentes no solo, relacionado à quantidade podem variar com a profundidade do solo, sendo que a densidade microbiana torna-se

reduzida à medida que a profundidade do solo aumenta (STEENWERTH et al., 2008). Kuske et al. (2002) realizaram uma contagem de bactérias em solo árido, observando que na camada mais superficial (0 - 10 cm) a contagem foi significativamente maior que na profundidade de 20 - 30 cm.

Em solos de floresta de clima temperado, observou-se que o número de bactérias diminuiu com a profundidade do solo (KEMNITZ; KOLB; CONRAD, 2007). A influência do petróleo nas comunidades microbianas do manguezal do rio Iriri (Bertioga, SP), vem sendo estudada desde 2000. Cury (2002) observou que o fator determinante para estruturação das comunidades de *Bacteria* e *Archaea* era a profundidade.

Para Vargas e Scholles (2000) e Andrade (1999), os micro-organismos são muito sensíveis e podem ser influenciados pelos fatores bióticos e abióticos. As condições ambientais estimulam ou inibem o desenvolvimento e atividade de cada um dos grupos de microbianos. Segundo Mason (1980) e Santos e Camargo (1999), das variáveis climáticas, a precipitação e a temperatura são as que exercem maior influência.

As mudanças das estações do ano sobre a microbiota do solo e sua atividade é um reflexo da ação isolada ou conjunta da umidade e temperatura do solo, do desenvolvimento vegetal e da deposição de resíduos orgânicos (SHERMAN; STEINBERGER, 2012).

Em regiões tropicais e sub-tropicais a produção de biomassa vegetal é muito maior do que em regiões de clima temperado. Da mesma forma, a velocidade de decomposição microbiana, favorecida pela maior temperatura e umidade dessas regiões, tende a ser bem mais intensa. A quantidade de massa vegetal depositada e de raízes incorporadas no solo dependem tanto do ecossistema como das estações climáticas, acarretando, com isso, variações no teor de matéria orgânica no solo (TERROR et al., 2011; KRAMER et al., 2013).

Além disso, a quantidade de chuvas e a temperatura podem variar com as estações climáticas e influir no tamanho da população microbiana do solo (CRUZ-MARTÍNEZ et al., 2012; HARDIE et al., 2012). O aumento do número de bactérias e da respiração bacteriana foram observados durante o verão, influenciado pelo aumento da temperatura e da quantidade de chuvas (RIGOBELLO; NAHAS, 2004).

A compreensão da variação climática é essencial para o entendimento de variações quantitativas nas populações de micro-organismos em escala sazonal (RODRIGUES et al., 2011). Com isso, Casanovas-Massana e Blanch (2012) para bactérias, e Trissi et al. (2013), para fungos, demonstraram a importância dessas flutuações sazonais para a dinâmica das populações e estrutura das comunidades microbianas.

Em regiões temperadas, a população microbiana do solo aumenta na primavera e outono, e diminui no inverno e verão seco. Em regiões tropicais, a população aumenta nos períodos de chuva e diminui nos períodos de seca. Regiões subtropicais favorecem a degradação dos resíduos culturais, aumentando a população microbiana na primavera e outono e diminuindo no inverno e verão seco, porque as reações bioquímicas reduzem-se e a população microbiana do solo tende a ficar inativa (ALEXANDER, 1980; CATTELAN et al., 1997; OSAKI; NETTO, 2012).

Nas regiões tropicais as variações das densidades populacionais microbianas e de suas atividades são controladas pelos períodos de alterações da umidade, em consequência das altas e baixas precipitações pluviométricas e da temperatura do solo (WILLIAMS et al., 2013). Contagens microbianas realizadas em solo no norte da Itália, Corneo et al. (2013) demonstram que as populações microbianas foram altas no inverno, com $2,5 \times 10^8$ UFC de bactérias e $1,9 \times 10^5$ UFC de fungos g^{-1} de solo seco. Durante o verão, as populações, apesar de reduzidas, permaneceram altas, com $1,5 \times 10^7$ UFC de bactérias e $2,5 \times 10^4$ UFC de fungos g^{-1} solo seco. Em solo de floresta na Áustria, Koranda et al. (2013), comparando a influência sazonal na atividade nitrificante do solo, observaram que a quantidade de NH_4^+ e NO_3^- foi predominante no inverno (0,21 e 1,73 $\mu mol g^{-1}$ solo seco) em relação ao verão (0,19 e 0,62 $\mu mol g^{-1}$ solo seco).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Caracterização das áreas de estudo e do clima

As áreas investigadas estão situadas no Parque Estadual da Ilha do Cardoso (PEIC), onde as coletas das amostras de solo foram realizadas em 3 ecossistemas adjacentes: manguezal, restinga e floresta de encosta (neste trabalho, o termo floresta de encosta, foi abreviado para floresta) (Figura 1).

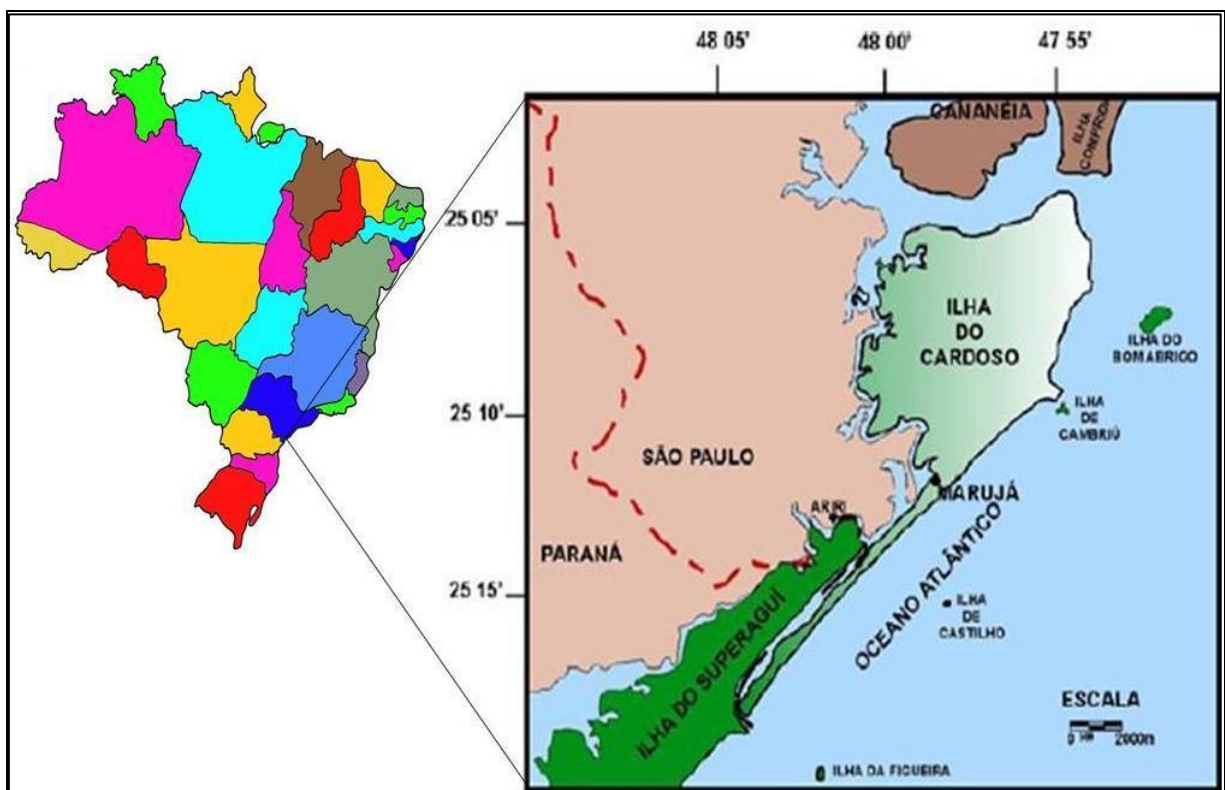


Figura 1. Localização do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, SP, Brasil (modificado de BERNARDI et al., 2005).

O PEIC está localizado no município de Cananéia, Estado de São Paulo, entre as coordenadas $25^{\circ}03'S$; $25^{\circ}18'S$ e $47^{\circ}53'O$; $48^{\circ}05'O$. Abrange uma área aproximada de 22.500 ha com diferentes formações vegetais, que integram o Complexo Estuarino Lagunar de Iguape-Cananéia que se estende até Paranaguá, no Paraná (VILELA et al., 2011). Além de ser considerado uma das regiões mais produtivas em espécies marinhas do mundo, concentra a maior porção contínua de

Mata Atlântica do Brasil (RANCURA et al., 2010). O clima é classificado como Tropical Megatérmico sem estação seca definida (Figura 2). As temperaturas oscilam entre 12 °C e 28 °C devido à proximidade do oceano. A precipitação é constante, intensa, com médias anuais entre 1.900 mm a 2.300 mm concentrada entre os meses de outubro e março. A umidade relativa média do ar é de aproximadamente 80%, podendo alcançar até 96% em razão da alta frequência de chuvas. Os ventos caracterizam-se por baixa velocidade e predominância daqueles vindos do sudeste, do oceano para o continente (GOMES et al., 2007). A topografia do PEIC é predominantemente montanhosa, com sua região central ocupada por um maciço que alcança mais de 800 m de altura, em que predomina a Floresta Ombrófila Densa.

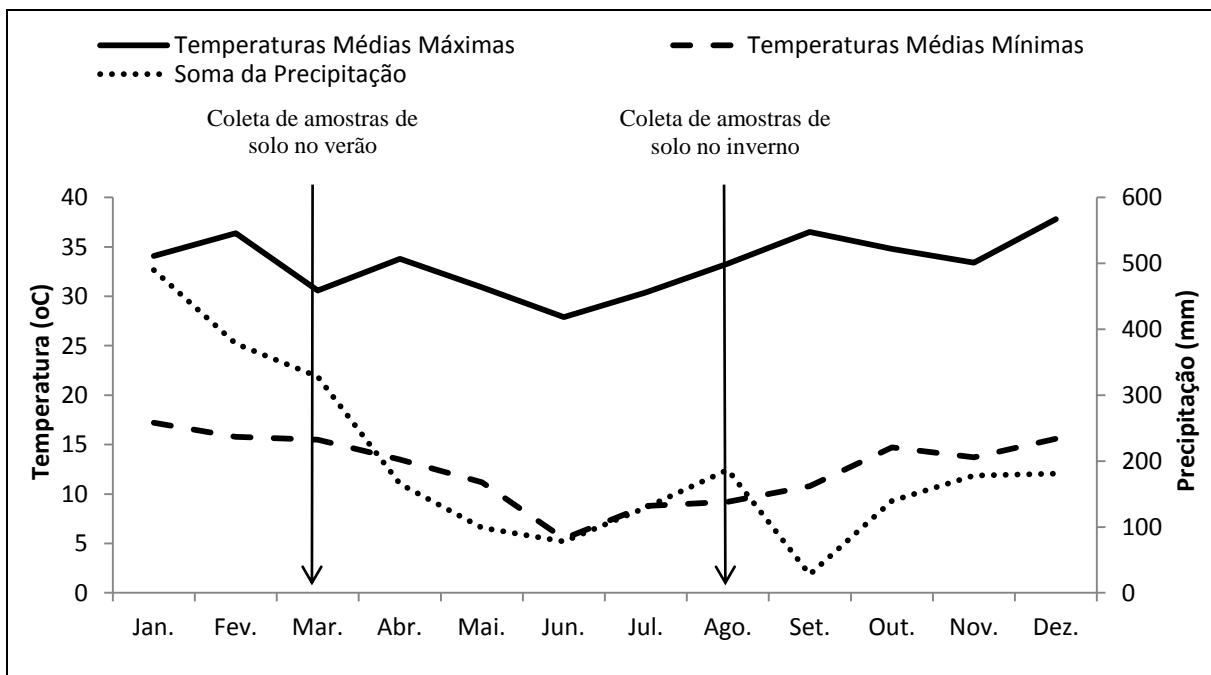


Figura 2. Precipitação e temperatura médias no município de Cananéia durante o ano de 2011 (Fonte: Boletins do Centro Integrado de Informações Agrometeorológicas do Estado de São Paulo - CIIAGRO/SP).

3.2 Coleta e preparo das amostras

As coletas das amostras de solo foram realizadas em 3 áreas situadas nas coordenadas geográficas: manguezal (25°04'S a 47°56'O), restinga (25°04'S a 47°55'O) e floresta (25°05'S a 47°55'O) (Figura 3). Todo o procedimento para a

realização das coletas de solo no PEIC foi regularizado junto ao COTEC – Comissão Técnico Científica, do Instituto Florestal (Anexo, páginas 131 a 137).

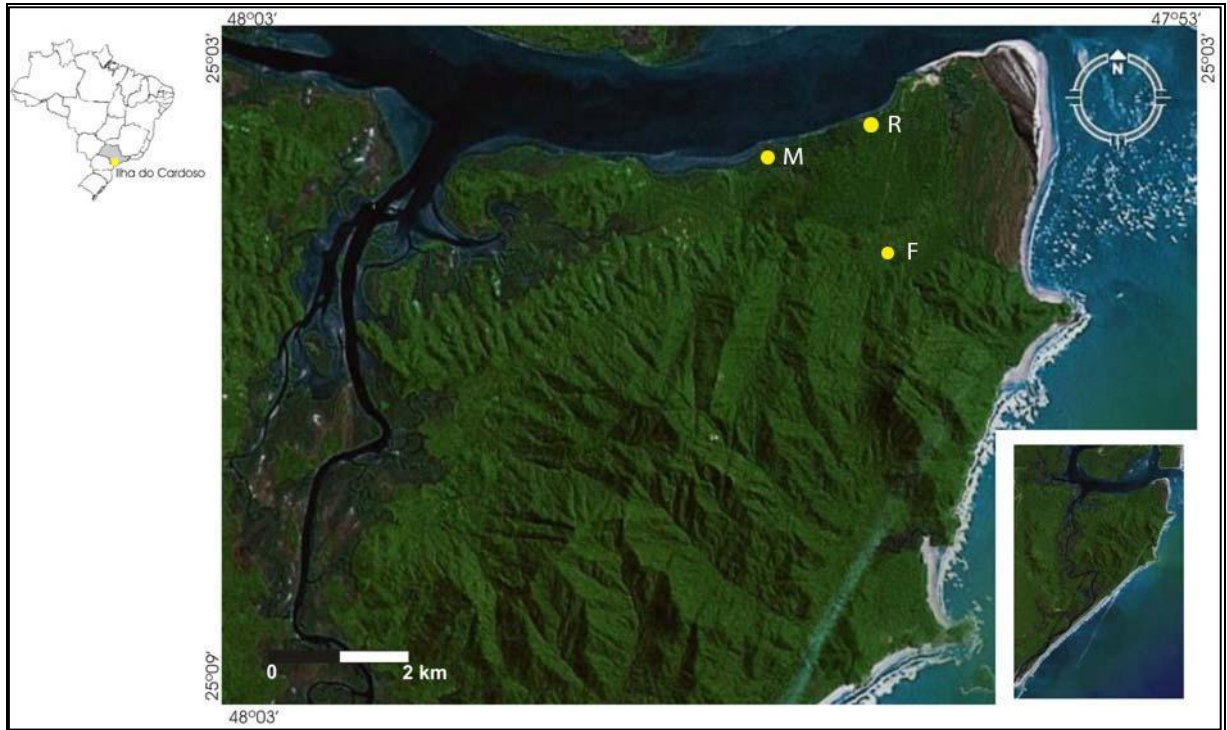


Figura 3. Locais de amostragem da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. M – Manguezal, R – Restinga e F – Floresta (Fonte: Google Earth™).

As coletas do solo foram realizadas em duas épocas do ano, correspondentes aos períodos de alta e baixa atividade biológica: verão e inverno, respectivamente, em 2011. Em cada área, foram retiradas 5 amostras compostas (cada amostra composta foi constituída por 3 subamostras) em 5 pontos demarcados ao acaso. Em cada ponto de coleta, um quadrado de 1 m² foi demarcado, de onde foram retiradas as três subamostras. Nesses pontos, foram retiradas amostras nas profundidades de 0 – 2 cm, 2 – 5 cm e 5 - 10 cm.

Nas áreas de restinga e floresta, as amostras de solo foram retiradas com trado tipo holandês. Na área de manguezal, foram abertas trincheiras onde as amostras foram coletadas com o auxílio de uma espátula de inox.

As subamostras foram reunidas em amostras compostas no local da amostragem, acondicionadas em sacos plásticos, armazenadas com identificação de local de coleta e profundidade, armazenadas em caixas térmicas com gelo a 4 °C e levadas ao laboratório de Microbiologia Agrícola para análise posterior.

No laboratório, as amostras compostas úmidas, foram peneiradas em peneira de 2 (restinga e floresta) e 4 (manguezal) mm, para a remoção de todo o material vegetal e divididas em duas partes: uma parte refrigerada, sendo utilizada para as análises microbiológicas e a outra parte seca ao ar (terra fina seca ao ar - TFSA) e submetida a análise química e granulométrica (Tabela 1) no Departamento de Solos e Adubos da UNESP/Jaboticabal.

Tabela 1. Características químicas e físicas dos solos de manguezal, restinga e floresta.

Profundidade (cm)	Ecossistemas									
	Manguezal			Restinga			Floresta			
	0 - 2	2 - 5	5 - 10	0 - 2	2 - 5	5 - 10	0 - 2	2 - 5	5 - 10	
pH	4,5	4,4	4,3	4,4	4,2	4,3	3,9	3,8	3,8	
M.O. g 100 g ⁻¹	7,4	7,6	7,5	0,6	0,4	0,3	10,5	9,8	9,1	
Umidade g 100 g ⁻¹	45,0	47,4	45,8	3,4	4,0	4,5	34,8	35,5	34,0	
SAL mS cm ⁻¹	11,62	10,82	10,83	0,02	0,02	0,02	0,12	0,08	0,07	
P mg dm ⁻³	9	7	7	2	2	2	18	21	16	
K ⁺ mmol _c dm ⁻³	7,6	8,2	7,9	0,2	0,3	0,2	0,9	1,4	0,8	
Ca ²⁺ mmol _c dm ⁻³	45	37	39	4	3	3	11	17	9	
Mg ²⁺ mmol _c dm ⁻³	66	67	67	3	2	2	13	16	8	
H ⁺ +Al ³⁺ mmol _c dm ⁻³	52	64	72	13	13	12	80	88	88	
SB mmol _c dm ⁻³	118,6	112,2	113,9	7,2	5,3	5,2	24,9	34,4	17,8	
T mmol _c dm ⁻³	170,6	176,2	185,9	20,2	18,3	17,2	104,9	122,4	105,8	
V %	70	64	61	36	29	30	24	28	17	
Argila g kg ⁻¹	96	127	120	5	3	2	165	161	174	
Limo g kg ⁻¹	122	138	148	2	3	5	236	221	230	
Areia	Fina g kg ⁻¹	770	718	714	983	982	982	394	399	384
	Grossa g kg ⁻¹	12	17	18	10	12	11	205	219	212
Classe Textural	Arenosa	Arenosa	Arenosa	Arenosa	Arenosa	Arenosa	Média	Média	Média	

M.O.: matéria orgânica; SAL: salinidade; SB: soma de bases; T: capacidade de troca catiônica; V: saturação por bases; mS: milisiemens.

3.3 Contagem de micro-organismos

3.3.1 Bactérias totais

Foi utilizado o meio de Bunt e Rovira (1955), detalhado a seguir:

Compostos	Quantidades
Glicose	5,0 g
K ₂ HPO ₄	0,4 g
(NH ₄) ₂ HPO ₄	0,5 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,1023 g
MgCl ₂ .6H ₂ O	0,2133 g
FeCl ₃ .6H ₂ O	0,0170 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	0,1325 g
Peptona	1,0 g
Extrato de levedura	1,0 g
*Extrato de solo	250 mL
**H ₂ O	750 mL
Ágar	15,0 g
pH	7,4

* Extrato de solo: foi preparado coletando-se um solo não adubado e suspendendo-o na proporção 1:1 (p/v), com água de torneira (não clorada). Foi autoclavado por 15 minutos a 121 °C, deixando-o decantar por alguns dias e filtrando-o em algodão.

** Preparo do meio de cultura: com exceção do ágar, todos os componentes foram dissolvidos separadamente em um volume de água destilada. Depois de misturados, foi fervido em banho-maria por 30 minutos, sendo filtrado em papel de filtro e o pH e o volume ajustados. O filtrado (volumes de 60 mL) foi adicionado ao ágar contido em Erlenmeyer e esterilizado por 15 minutos a 121 °C.

3.3.2 Bactérias esporuladas

Para estimar a quantidade de bactérias esporuladas, os tubos de cada diluição do solo foram submetidos a um choque térmico por 10 minutos à temperatura de 80 a 85 °C, resfriando-os em seguida para posterior inoculação no meio de Bunt e Rovira (1955), conforme descrito no item 3.3.1.

3.3.3 Bactérias Gram-negativas

Foi utilizado o meio de Bunt e Rovira (1955) descrito no item 3.3.1 adicionado de cristal violeta na proporção 5 µg mL⁻¹ de meio de cultura, antes de receber o inóculo.

3.3.4 Bactérias nitrificantes

O meio de cultura utilizado foi o de Schmidt e Belser (1982), como segue:

Compostos	Quantidades
KNO ₂	0,008 g
CaCl ₂	0,013 g
MgSO ₄	0,04 g
K ₂ HPO ₄	0,034 g
FeSO ₄	0,0024 g
Edta Na	0,033 g
H ₂ O	1000 mL
pH	7,2
Elementos traço	
NaMoO ₄	0,01 g
MnCl ₂	0,02 g
CoCl ₂ .6H ₂ O	0,0002 g
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,01 g
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,002 g

Para o preparo do meio de cultura, foram dissolvidos todos os componentes separadamente em um volume de água destilada, com exceção dos elementos traços, que foram dissolvidos em um volume mínimo de água e posteriormente misturados ao meio de cultura. O pH e o volume foram corrigidos e o meio de cultura foi esterilizado por 15 minutos a 121 °C.

3.3.5 Bactérias desnitrificantes

O meio de cultura utilizado foi o de Alexander (1965) em tubos de Eppendorf:

Compostos	Quantidades
“Solução A”	
KNO ₃	1,0 g
Asparagina	1,0 g
Azul de bromotimol	5,0 mL
H ₂ O	500 mL
“Solução B”	
Compostos	Quantidades
Na ₃ C ₆ H ₅ O ₇	8,5 g
KH ₂ PO ₄	1,0 g
*CaCl ₂ .2H ₂ O	0,4 g
*MgSO ₄ .7H ₂ O	1,0 g
FeCl ₃ .6H ₂ O	0,05 g
H ₂ O	500 mL

* O cloreto de cálcio e o sulfato de magnésio foram autoclavados separadamente e adicionados assepticamente à solução estéril dos demais compostos. A solução alcoólica de azul de bromotimol foi feita dissolvendo-se 1 g do indicador em um volume mínimo de etanol e completando o volume para 100 mL com água destilada. A “Solução A” foi misturada com a “Solução B” e o pH corrigido para 7,0.

3.3.6 Actinobactérias

Foi utilizado o meio de Kuster e Williams (1997) descrito abaixo:

Compostos	Quantidades
Amido	10,0 g
Caseína	0,3 g
KNO ₃	2,0 g
NaCl	2,0 g
K ₂ PO ₄	2,0 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,05 g
CaCO ₃	0,02 g
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,01 g
H ₂ O	1000 mL
Ágar	15,0 g
pH	7,0 - 7,2
Antibióticos (WILLIAMS e DAVIES, 1965)	
Nistatina	50 µg mL ⁻¹
Cicloheximida	50 µg mL ⁻¹
Sulfato de polimixina B	5 µg mL ⁻¹
Penicilina sódica	1 µg mL ⁻¹

O preparo do meio de cultura está descrito no item 3.3.1. Os antibióticos foram dissolvidos em 25 mL de água destilada esterilizada, pipetando 0,5 mL desta solução em cada Erlenmeyer contendo meio de cultura, no momento da inoculação.

3.3.7 Fungos

Foi utilizado o meio de Martin (1950), conforme formulação a seguir:

Compostos	Quantidades
Glicose	10,0 g
KH ₂ PO ₄	0,5 g
K ₂ HPO ₄	0,5 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,5 g
Peptona	5,0 g
Extrato de levedura	0,5 g
Rosa Bengala	0,07 g
H ₂ O	1000 mL
Ágar	15,0 g
pH	5,6
Agrovet (antibiótico)	100 mg

O preparo do meio de cultura esta descrito no item 3.3.1. Foi dissolvido 0,3 g de Agrovet (penicilinas e estreptomicina) em 25 mL de água destilada esterilizada, pipetando 0,5 mL da solução em cada Erlenmeyer com meio de cultura, no momento da inoculação.

3.4 Quantificação de micro-organismos

A diluição de cada solo foi feita em série, de acordo com o método proposto por Wollum (1982). Foram pesados 10 g de solo úmido em frascos de Erlenmeyer de 250 mL, adicionando-se a seguir 95 mL de solução pirofosfato de sódio 0,1% (p/v). Os frascos foram agitados por 30 minutos em agitador orbital a 300 rpm (rotações por minuto). Diluições sucessivas crescentes foram efetuadas até 10⁸. Para isso, 1 mL da suspensão de cada solo foi transferido para tubo de ensaio 18 x 180 mm, contendo 9 mL de solução de pirofosfato de sódio e deste tubo para outro com o mesmo volume da solução de pirofosfato de sódio, até atingir a diluição desejada.

3.5 Unidades formadoras de colônia (UFC)

Volumes adequados dessas diluições foram transferidos para os meios de cultura específicos de cada análise (conforme descritos no item 3.4) contidos em Erlenmeyers, que estavam à temperatura próxima a 42 °C, procedendo-se a seguir o plaqueamento pela técnica de “pour plate”. Os Erlenmeyers foram agitados e o meio de cultura foi assepticamente vertido em triplicata em placas de Petri descartáveis estéreis de 90 x 15 mm. As placas foram deixadas abertas por alguns minutos dentro da capela de fluxo laminar para que não houvesse condensação de vapor d’água e incubadas à temperatura de 30 °C.

A contagem do número de unidades formadoras de colônias dos micro-organismos foi iniciada após 24 horas de incubação e até não se observar desenvolvimento de novas colônias. O início das contagens para bactérias totais, esporuladas e Gram-negativas foi após de 24 horas de incubação, 48 horas para fungos e 72 horas para actinobactérias. A técnica de contagem e os cálculos foram feitos conforme Vieira e Nahas (2005).

3.6 Número mais provável (NMP)

Alíquotas específicas de cada suspensão e diluição do solo descritos no item 3.4, foram inoculadas assepticamente em tubos de ensaio 13 x 100 mm para bactérias nitrificantes e tubos de Eppendorf para bactérias desnitrificantes. Para a contagem de bactérias nitrificantes, 0,3 mL de cada diluição foi inoculado em 2,7 mL de meio de cultura. Para as bactérias desnitrificantes, 0,15 mL de cada diluição foi inoculado em tubos (capacidade de 1,5 mL) contendo 1,35 mL do meio de cultura esterilizado. Para cada diluição havia 5 repetições. Para as duas análises descritas os tubos foram incubados a temperatura de 30 °C.

Após incubação dos meios de cultura, procedeu-se à verificação da presença de bactérias nitrificantes e desnitrificantes.

Para isso, 1 gota do reagente de sulfanilamida (50 mg de sulfanilamida dissolvidos em 100 de ácido clorídrico 2,4 M) e 1 gota do reagente naftil-etilenodiamina (30 mg de N-(1-naftil)-etilenodiamina dissolvidos em 100 mL de ácido

clorídrico 0,12 M) foram adicionadas a 0,1 mL do meio de cultura inoculado com bactérias nitrificantes. A presença de bactérias nitrificantes foi indicada pelo aparecimento da cor rosa resultante da formação de nitrito.

A mudança da cor verde para a cor azul do meio de cultura contido nos tubos de Eppendorf, além de ativa gaseificação, indicou a presença de bactérias desnitrificantes.

A partir dos resultados positivos procedeu-se ao cálculo do NMP de bactérias nitrificantes e desnitrificantes utilizando tabela de probabilidade de ocorrência (COCHRAN, 1950).

3.7 Atividade metabólica dos isolados microbianos

3.7.1 Isolamento dos fungos e bactérias

De cada ecossistema e estação climática foram selecionadas 40 colônias de fungos (exceção, 60 colônias de fungos foram selecionadas no verão) e 40 colônias de bactérias com base nas características culturais das colônias, como forma de crescimento, elevação e bordo. As colônias selecionadas foram repicadas sucessivamente em placas com meio de cultura, para saber se eram puras, depois transferidas com ajuda do cabo de Kolle e alça de platina para tubos de ensaio (18 x 180 mm) contendo seus respectivos meios de cultura e expostos à temperatura ambiente para o seu crescimento.

3.7.2 Meio de cultura para bactérias

Foi utilizado o meio NA (Nutriente Agar), para o crescimento dos isolados bacterianos, conforme abaixo:

Compostos	Quantidades
Extrato de carne	3,0 g
Peptona de carne	5,0 g
NaCl	1,0 g
Ágar	15,0 g
H ₂ O	1000 mL
pH	7,0

Todos os compostos foram dissolvidos separadamente e a seguir, adicionados em um béquer contendo 800 mL de água destilada, o pH foi corrigido e o volume completado para 1000 mL com água destilada. O meio de cultura (20 mL) foi adicionado ao ágar (0,3 g) contido em tubos de ensaio 18 x 180 mm e esterilizado por 15 minutos a 121 °C.

3.7.3 Meio de cultura para fungos

O meio de cultura descrito abaixo foi utilizado para o crescimento dos isolados fúngicos:

Compostos	Quantidades
*Extrato de batata	1000 mL
Glicose	20,0 g
Extrato de levedura	0,5 g
Ágar	15,0 g
pH	5,5

* O extrato de batata foi feito cozinhando 200 g de batatas sem cascas e fatiadas finas em 1000 mL de água destilada (p/v). Após o cozimento, a suspensão foi filtrada em gaze e os compostos dissolvidos separadamente foram adicionados ao filtrado. O pH foi corrigido para 5,5 e o volume completado para 1000 mL com água destilada. O meio de cultura (20 mL) foi adicionado ao ágar (0,3 g) contido em tubos de ensaio 18 x 180 mm e esterilizado por 15 minutos a 121 °C.

3.7.4 Inoculação e manutenção dos isolados

Após o crescimento dos isolados, os mesmos ficaram expostos a claridade durante 5 dias, e a seguir, conservados em geladeira à temperatura de 4 °C até o momento de serem utilizados, contudo, pelo período máximo de 30 dias quando as culturas foram renovadas a partir de culturas estoque (NAHAS et al., 1994).

A inoculação dos isolados bacterianos foi feita por picada, sendo que as 3 repetições foram feitas na mesma placa de Petri (Figura 4a). Os fungos também foram inoculados por picada, porém, as 3 repetições foram feitas em placas de Petri diferentes (Figura 4b). Para identificação da habilidade metabólica e medida dos halos de atividade, os isolados foram inoculados em seus respectivos meios de cultura e incubados à temperatura de 30 °C por 72 horas para as bactérias e 120 horas para os fungos.

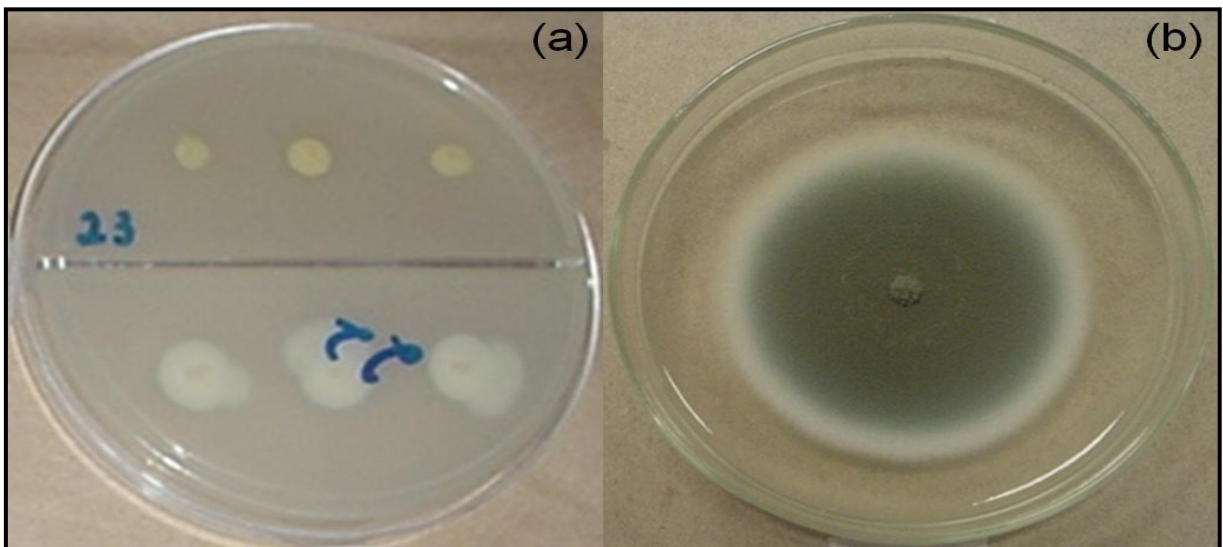


Figura 4. Bactérias (a) e fungos (b) inoculados nos meios de culturas. As 3 repetições das bactérias foram inoculadas na mesma placa de Petri e fungos 1 repetição por placa de Petri.

3.7.5 Atividade da amilase

O meio BDYA foi utilizado para detecção da atividade da amilase (MELO e CAMPOS-TAKAKI, 1989):

Compostos	Quantidades
Extrato de batata	1000 mL
Extrato de levedura	0,5 g
Glicose	20,0 g
Ágar	15,0 g
pH	7,0

Todos os compostos foram dissolvidos separadamente e a seguir adicionados em um béquer contendo 800 mL de água destilada, o pH foi corrigido e o volume completado para 1000 mL com água destilada. Após este procedimento, volumes de 60 mL do meio de cultura foram adicionados ao ágar contido em Erlenmeyer, sendo esterilizados por 15 minutos a 121 °C. Posteriormente, o meio foi distribuído em placas de Petri.

Após o período de incubação, o meio de cultura foi inundado com reagente de iodo (iodo (I) 0,5 g, iodeto de potássio (KI) 1,0 g e água destilada q.s.p. 100 mL) por 10 minutos para revelação da atividade enzimática das bactérias (Figura 5a) e fungos (Figura 5b), caracterizada por um halo hialino ao redor da colônia.

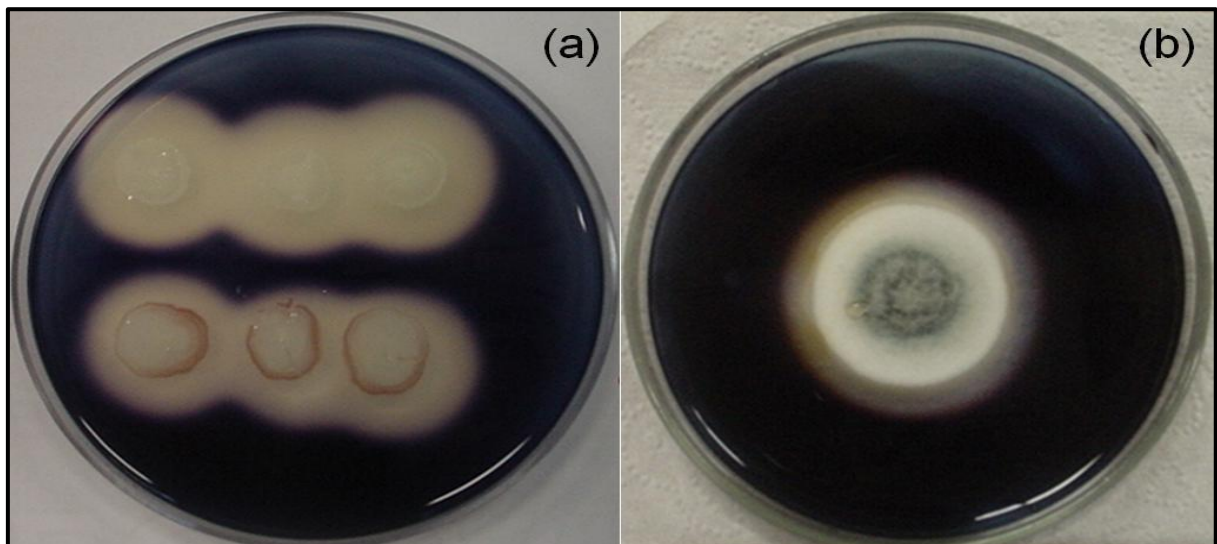


Figura 5. Halo hialino ao redor da colônia indicando a atividade da amilase por bactérias (a) e fungos (b).

3.7.6 Atividade da fosfatase ácida

O meio de cultura proposto por Nahas (2002) foi utilizado para detecção de micro-organismos produtores da fosfatase ácida:

Compostos	Quantidades
$\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	1,0 g
NH_4Cl	1,0 g
KCl	0,2 g
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	1,2 g
$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0,1 g
Extrato de levedura	0,5 g
Glicose	10,0 g
Ágar	15,0 g
H_2O	1000 mL

O meio de cultura foi preparado conforme descrito no item 3.7.5, onde o pH foi corrigido em 7,4 para as bactérias (Figura 6a) e 5,6 para os fungos (Figura 6b).

Após incubação, o diâmetro das colônias foi medido e, a seguir, as placas de cultivo foram inundadas com solução de p-nitrofenilfosfato (pNPP) 4 mM em tampão acetato 0,1 M, pH 5,4 e incubadas novamente a 37 °C por 90 minutos. Após esse procedimento, o excesso de substrato foi retirado e as placas foram sobrepostas invertidas em outras placas contendo hidróxido de amônio por 15 minutos para a verificação da presença do halo amarelo indicando a produção de fosfatase ácida.

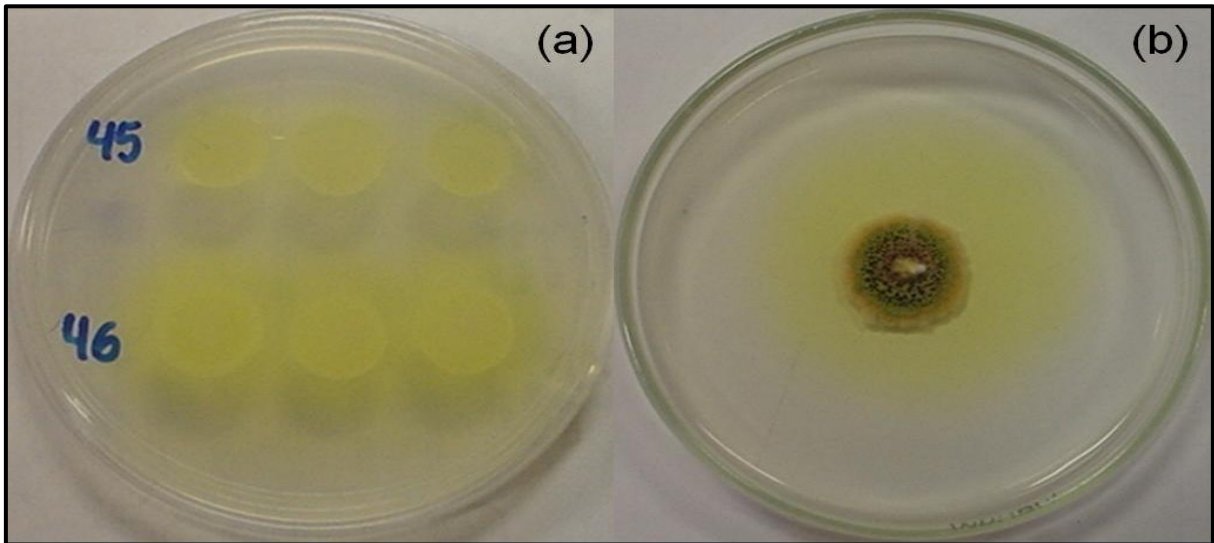


Figura 6. Halo amarelo ao redor da colônia indicando a produção de fosfatase ácida por bactérias (a) e fungos (b).

3.7.7 Atividade solubilizadora de fosfato inorgânico

O meio de cultura para micro-organismos solubilizadores de fosfato segue descrito (NAHAS et al., 1994):

Compostos	Quantidades
Glicose	10,0 g
NaCl	0,1 g
NH ₄ Cl	1,0 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	1,2 g
KCl	0,2 g
Extrato de levedura	0,5 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	0,1 g
H ₂ O	1000 mL
Agar	15,0 g
pH	7,0

O preparo do meio de cultura foi descrito conforme item 3.7.5. Para cada 50 mL de meio de solubilização foram adicionados 1,5 mL de solução de cloreto de cálcio 13,25%, e 1 mL de solução de fosfato de potássio 10%, devidamente

esterilizados separadamente para a produção do precipitado de fosfato de cálcio inorgânico. Após incubação, a formação de um halo incolor em volta das colônias de bactérias (Figura 7a) e fungos (Figura 7b) caracterizava a solubilização de fosfato pelo isolado.

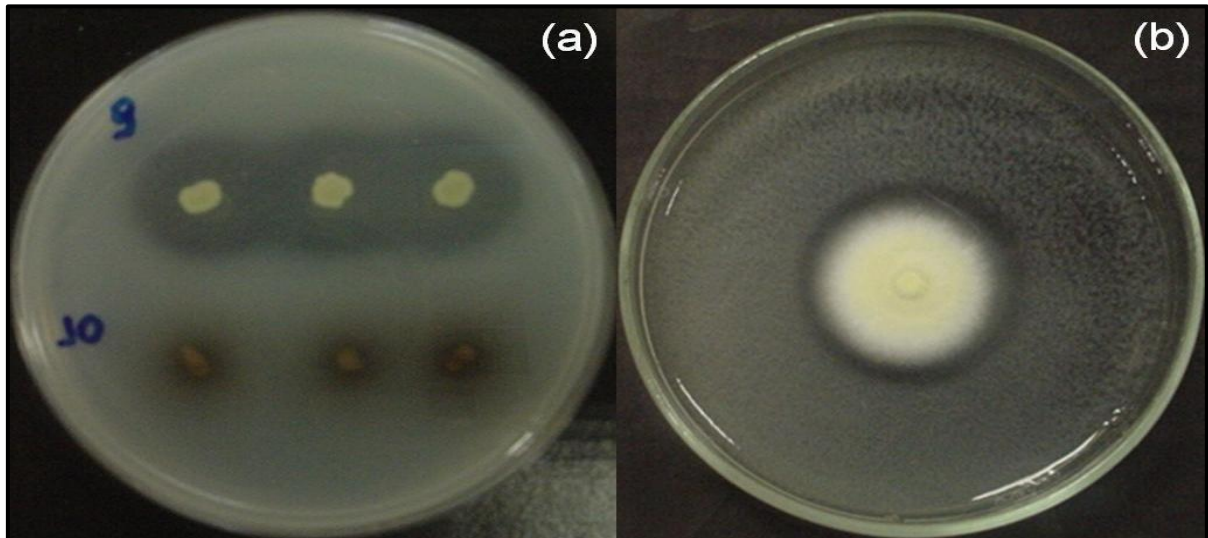


Figura 7. Halo incolor ao redor da colônia indicando atividade solubilizadora de fosfato por bactérias (a) e fungos (b).

3.7.8 Índices de atividade metabólica

Após a avaliação das atividades amilolíticas, da fosfatase ácida e solubilizadora de fosfato inorgânico foram calculados os índices de atividade metabólica (IAM). O IAM é um dos parâmetros semiquantitativos mais usados para se avaliar a habilidade metabólica dos micro-organismos em meio sólido. O cálculo é realizado através da relação entre o diâmetro médio do halo de atividade metabólica (D_h) e o diâmetro da colônia (D_c), medidos em mm com uma régua.

$$\text{IAM} = D_h / D_c^{-1}$$

D_h = diâmetro do halo

D_c = diâmetro da colônia

3.8 Atividades microbianas dos solos

3.8.1 Atividade respiratória

A atividade respiratória microbiana (C-CO₂ liberado) do solo foi determinada segundo metodologia descrita por Rezende; Assis; Nahas, 2004. Em frasco com tampa, com capacidade para 2,5 L, foram pesados 100 g de solo úmido. Em seguida, no interior do frasco foram colocados dois béqueres, um contendo 10 mL de água destilada e outro 10 mL de hidróxido de sódio 0,5 M. Os frascos foram vedados com filme plástico seguido da tampa e mantidos em incubação a 30 °C. Após o sétimo dia de incubação, foi retirado o béquer contendo hidróxido de sódio, ao qual foram adicionados 2 mL de solução de cloreto de bário 30% e 3 gotas de solução indicadora de fenolftaleína 1%, titulando-se com solução de ácido clorídrico 0,5 M, até a viragem da cor rosa escuro para incolor. Foram incluídos 2 frascos controle (sem solo), somente com os referidos béqueres, cujo resultado final foi descontado. A atividade respiratória microbiana foi calculada para 100 g⁻¹ de solo seco.

3.8.2 Atividade da desidrogenase

A atividade da desidrogenase foi determinada pelo método proposto por Casida et al. (1977). Foram pesados 3 g de TFSA e 0,03 g de carbonato de cálcio em tubos de ensaio 18 x 180 mm. Adicionou-se 0,5 mL de cloreto de trifeniltetrazolium 3% (TTC), acrescentando um volume de água destilada para qual se formasse um filme líquido sobre o solo. Os tubos foram agitados levemente e incubados a 37 °C por 24 horas. Após o período de incubação, 10 mL de metanol foram adicionados aos solos, sendo agitados vigorosamente e filtrados em papel filtro. Em seguida realizou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 485 nm. Através da realização da curva padrão com concentrações crescentes de solução de trifenil formazan (TFF) 0 a 20 µg TFF mL⁻¹, calculou-se a quantidade de TFF produzido pela reação da enzima e os resultados expressos por grama de solo seco 24h⁻¹.

3.8.3 Atividade amonificante e nitrificante

A atividade nitrificante do solo foi determinada conforme metodologia proposta por Schmidt e Belser (1994). Foram pesados 10 g de solo úmido em placas de Petri, com 2 repetições para cada amostra, uma com e outra sem adição de 160 $\mu\text{g NH}_4^+\text{-N}$ g de solo seco na forma de sulfato de amônio. A capacidade de campo foi ajustada para 60%. Depois, as amostras foram mantidas em estufa por 21 dias, a 30 °C.

Após a incubação, 8 g de solo de cada amostra (controle e teste), foram pesados em Erlenmeyer de 125 mL e a seguir, 50 mL de solução de cloreto de potássio 1 M foram adicionados. A mistura foi agitada por uma hora em agitador horizontal e filtrada em papel de filtro. O filtrado foi armazenado em freezer (7 °C) até o momento da determinação. O nitrato foi determinado por destilação a vapor, seguido de titulação, utilizando o método proposto por Keeney e Nelson (1982).

A determinação inicial do amônio foi feita em um tubo digestor, com saída lateral. Volumes de 10 mL de cada filtrado acrescido de 0,2 g de óxido de magnésio foram colocados nos tubos digestores para iniciar a destilação. Após destilação, 40 mL foram recolhidos em Erlenmeyer de 50 mL contendo 5 mL de solução indicadora. O destilado foi titulado com solução de ácido sulfúrico 0,0025 M até a mudança da cor verde garrafa para rosa.

Ao resíduo do tubo digestor, após seu resfriamento, foi acrescido de 1 mL de ácido sulfâmico e 0,2 g de liga devarda. Após destilação, 40 mL foram recolhidos em Erlenmeyer de 50 mL contendo 5 mL de solução indicadora. O destilado foi titulado com solução de ácido sulfúrico 0,0025 M até a mudança da cor verde garrafa para rosa. A quantidade de nitrato nas amostras foi determinada. O mesmo procedimento foi utilizado para as amostras com e sem $\text{NH}_4^+\text{-N}$. Em cada avaliação, foi feito um branco, substituindo o extrato por 10 mL de cloreto de potássio 1 M.

3.8.4 Atividade da urease

A atividade da urease foi determinada pelo método proposto por Mcgarity e Meyer (1967). Para a extração da enzima, 2 g de TFSA foram pesados em dois

tubos de ensaio (controle e teste) 18 x 180 mm, acrescido de 0,2 mL de tolueno, deixando em repouso por 15 minutos. Após esse período, foram acrescentados 2 mL de tampão fosfato 0,1 M, pH 6,7, sendo incubados a 37 °C por 3 minutos, para equilibrar a temperatura. Aos tubos testes, foi acrescentado 1 mL da solução de uréia 10% (p/v), seguido de incubação por 3 horas. Após o período de incubação, 3 mL de água destilada e 1 mL solução de uréia 10% (tubos controle) foram adicionados nos tubos, agitando-os vigorosamente. O líquido foi passado para tubos de centrifuga e levados para centrifugação por 10 minutos em 10.000 rpm.

Para a determinação da atividade, 0,1 mL do filtrado foi pipetado em tubo de ensaio (18 x 180 mm) e a seguir 2,1 mL água destilada, 0,5 mL reagente de fenolato (descrito abaixo) e 0,3 mL de solução hipoclorito de sódio 0,9% foram adicionados, os tubos foram agitados vigorosamente e incubados por 1 hora em temperatura ambiente. A leitura foi realizada utilizando-se absorvância em comprimento de onda de 630 nm. O cálculo foi realizado com base em uma curva padrão utilizando-se concentrações crescentes de 0 a 30 $\mu\text{g N mL}^{-1}$ na forma de sulfato de amônio e os resultados foram expressos por grama de solo seco 3h^{-1} .

Preparo da solução de fenolato:

Solução A - Dissolveram-se 62,5 g de fenol em um volume mínimo de etanol, ao qual foram adicionados 18,5 mL de acetona. Depois da mistura, o volume foi completado com etanol para 100 mL e guardado em frasco âmbar na geladeira.

Solução B - Foram dissolvidos 27 g de hidróxido de sódio em água destilada q.s.p 100 mL.

A solução de fenolato foi preparada no momento do uso na proporção 1:1:3, (Solução A, Solução B e água destilada), respectivamente.

3.8.5 Atividade da protease

A determinação da atividade da protease foi realizada de acordo com Nannipieri et al. (1979). Pesou-se 1 g de TFSA em dois tubos de ensaio (controle e teste) 18 x 180 mm, adicionando aos tubos teste, 2,5 mL de solução de caseína (1% caseína, p/v, em tampão tris 0,1M pH 8,1) seguido de incubação por 1 hora a 52 °C.

Após este período, 2,5 mL de solução de caseína foram adicionados aos tubos controle e 1 mL de ácido tricloroacético 17,5% foi acrescentado aos tubos, sendo agitados vigorosamente. O líquido foi transferido para tubos de centrifuga sendo centrifugado por 10 minutos em 10.000 rpm. O sobrenadante foi recolhido e armazenado em freezer (7 °C) até o momento da determinação. Para isso, pipetou-se 1 mL do centrifugado em tubos de ensaio e 7 mL de solução de carbonato de sódio 3,7% e 1 mL de solução sulfato de cobre 0,06%, foram adicionados. Os tubos foram agitados vigorosamente, seguido de nova incubação em temperatura ambiente, por 30 minutos. Após o período de incubação, foi acrescentado 1 mL de reagente de Folin na proporção 1:4 com água destilada (v/v) e incubados em banho-maria, a 37 °C, por 5 minutos. Após esse período, a leitura da absorbância foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda 578 nm. Os resultados foram calculados com base em uma curva padrão com concentrações crescentes de 0 a 100 µg tirosina mL e os resultados foram expressos por grama de solo seco.

3.8.6 Atividade solubilizadora de fosfato

Para a atividade solubilizadora de fosfato do solo, o solo úmido (equivalente a 10 g de solo seco) foi pesado em duas placas de Petri estéreis, uma sem e outra com adição de 3,84 mg fluorapatita (32,8% P) g⁻¹ solo seco. A capacidade de campo foi ajustada para 60% e as amostras foram mantidas em estufa, por 30 dias, a 30 °C.

O teor de fosfato solúvel foi determinado conforme Watanabe e Olsen (1965). Após o período de incubação, transferiu-se 0,6 g de solo de cada amostra, com e sem P, para Erlenmeyers de 125 mL. As amostras foram extraídas com 12 mL de solução extratora de bicarbonato de sódio 0,5 M, pH 8,5, agitadas por 30 minutos, em agitador horizontal e filtradas em papel de filtro. O filtrado foi armazenado em câmara fria (7 °C) até o momento da determinação. Para isso, foram pipetados 2 mL do filtrado em tubo de ensaio 18 x 180 mm, adicionando a estes 0,2 mL de solução de ácido sulfúrico 5 M e 0,8 mL do “Reagente B” (descrito a seguir). Todos os tubos foram agitados e incubados em banho-maria, a 45 °C, por 20 minutos. Após incubação, a leitura da absorbância foi feita em espectrofotômetro, no comprimento de onda de 820 nm. O mesmo procedimento foi utilizado para os 2 tipos de amostras

(sem e com adição de P). Em cada avaliação, foi feito um branco com 2 mL de bicarbonato de sódio 0,5 M, pH 8,5, em substituição ao extrato de solo.

Preparo do “Reagente A”:

Foram dissolvidos 12 g de molibdato de amônio em 250 mL de água destilada e 0,208 g de tartarato duplo de antimônio e potássio em 100 mL de água destilada. As duas soluções foram adicionadas juntamente com uma solução de 1000 mL de ácido sulfúrico 5 M (138,9 mL de ácido sulfúrico em água destilada q.s.p. 1000 mL). O volume foi ajustado para 2000 mL, homogeneizado e guardado na geladeira em frasco âmbar.

Preparo do “Reagente B”:

Dissolveram-se 1,056 g de ácido ascórbico em 200 mL do “Reagente A”, no momento do uso (solução não pode ser armazenada).

3.8.7 Atividade da fosfatase ácida

A determinação da atividade da enzima fosfatase ácida foi determinada pelo método de Tabatabai e Bremner (1969). Pesou-se 0,2 g de TFSA em dois tubos de ensaio (controle e teste) 18 x 180 mm, adicionando 4 mL de tampão acetato 0,1 M, pH 5,4. A mistura foi incubada em banho-maria, a 37 °C, por 5 minutos para equilibrar a temperatura. Foi adicionado 1 mL da solução p-nitrofenilfosfato (pNPP) 30 mM, nos tubos testes, agitando-os levemente. O período de incubação foi cronometrado por, no máximo, 30 minutos. Após a incubação, 1 mL de solução de cloreto de cálcio 0,5 M e 4 mL de hidróxido de sódio 0,5 M foram adicionados em todos os tubos, agitando vigorosamente a mistura. Nos tubos controles, a solução de p-nitrofenilfosfato 30 mM foi adicionada após a adição das soluções de cloreto de cálcio, 0,5 M e hidróxido de sódio, 0,5 M. O conteúdo dos tubos foi filtrado em papel de filtro, e em seguida, a leitura da absorbância foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda correspondente a 405 nm. O cálculo foi realizado com base em uma curva padrão crescente de 0 a 100 µg paranitrofenol (pNF) mL⁻¹ e os resultados foram expressos por grama de solo seco h⁻¹.

3.9 Análises químicas, físico-químicas e granulométricas dos solos

3.9.1 Umidade

Foram pesados 10 g de solo úmido, em cadinhos limpos de porcelana, previamente secos a 105 °C, por 2 horas, resfriados em dessecador com sílica gel por 20 minutos e pesados vazios. As amostras de solo foram levadas à secagem, a 105 °C por 24 horas, resfriadas em dessecador por 30 minutos e pesadas novamente.

$$U\% = \{(m_{\text{solo úmido}} - m_{\text{solo seco}}) / m_{\text{solo úmido}}\} \times 100$$

Onde:

U = umidade (%)

m = massa (g)

3.9.2 Matéria orgânica

As amostras provenientes da determinação da umidade do solo foram incineradas em mufla a 550 °C por 24 horas, resfriadas em dessecador por 30 minutos e pesadas novamente, conforme descrito por De Boer et al. (1988).

$$\text{MOS}\% = \{(m_{\text{solo seco}} - m_{\text{solo incinerado}}) / m_{\text{solo seco}}\} \times 100$$

Onde:

MOS = matéria orgânica do solo (%)

m = massa (g)

3.9.3 Carbono orgânico total

O carbono orgânico foi determinado de acordo com a metodologia proposta por Sims e Haby (1971). Foi pesado 1 g de TFSA em Erlenmeyer de 250 mL, 10 mL de solução de dicromato de potássio, 0,5 M e 20 mL de ácido sulfúrico concentrado foram adicionados, deixando a mistura em repouso (temperatura ambiente) por 30

minutos. Após esse período, o volume de cada Erlenmeyer foi ajustado para 100 mL com água destilada, agitado e filtrado em papel de filtro. A leitura foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda de 600 nm. Em cada avaliação, fez-se um branco omitindo-se o solo. O teor de carbono orgânico foi calculado com base na curva padrão, determinada com solução de sacarose 7%, seca a 105 °C, por 2 horas e os resultados foram expressos por grama de solo seco.

3.9.4 Carbono solúvel

O método utilizado para a determinação do carbono solúvel foi proposto por Davidson et al. (1987). Foi pesado 1 g de TFSA em tubos de ensaio 18 x 180 mm, adicionando-se 5,0 mL água destilada. Os tubos foram cobertos com filme plástico evitando evaporação, levados ao banho-maria por 30 minutos e filtrados com papel de filtro. A determinação do carbono solúvel foi realizada pipetando-se 0,3 mL do filtrado, 1,7 mL de água destilada e adicionando-se rapidamente, 5 mL de solução de antrona (descrita a seguir). Os tubos foram agitados imediatamente e vigorosamente, seguido de repouso por 15 minutos. A leitura da absorbância foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda de 607 nm, antes de completar 30 minutos. Os cálculos foram efetuados com base em uma curva padrão com concentrações crescentes de 0 a 80 μg de glicose mL^{-1} e os resultados foram expressos por grama de solo seco.

Solução de antrona - 0,1 g de antrona em 50 mL de ácido sulfúrico concentrado; a solução foi agitada, seguida de repouso por uma hora.

3.9.5 Carboidratos totais

Para a determinação dos carboidratos totais, utilizou-se o método proposto por Angers e Mehuys (1989). Foi pesado 1 g de TFSA em tubos de ensaio 18 x 180 mm. Foram acrescentados 10 mL de solução de ácido sulfúrico, 1,5 M e os tubos cobertos com papel alumínio, seguido de incubação a 80 °C por 24 horas. O conteúdo dos tubos foi filtrado ainda quente em papel de filtro previamente lavado

com 5 mL de água destilada quente, por 3 vezes. O volume do filtrado foi ajustado para 100 mL com água destilada. Após filtração, 2 mL do filtrado e 5 mL de solução de antrona foram acrescentados a tubos de ensaio. Em seguida, o conteúdo foi agitado vigorosamente, seguido de repouso por 15 minutos, a leitura da absorbância foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda de 607 nm, antes de completar 30 minutos. Os cálculos foram efetuados com base na curva padrão com concentrações crescentes de 0 a 120 μg glicose mL^{-1} e os resultados foram expressos por grama de solo seco.

3.9.6 pH

O pH do solo foi determinado pelo método proposto por Raij et al. (2001). Foram pesados 10 mL de TFSA em Erlenmeyer de 125 mL, adicionando 25 mL de solução de cloreto de cálcio 0,01 M, deixado em repouso por 15 minutos para umedecer a amostra, antes de ser levada para vigorosa agitação circular, por 5 minutos. Após agitação, as amostras ficaram em repouso por 30 minutos, para que houvesse a precipitação da suspensão do solo e, posteriormente, foi feita a leitura do pH em pHmetro.

3.9.7 Salinidade (condutividade elétrica)

A determinação da salinidade do solo foi feita conforme metodologia descrita por Raij et al. (2001), usando extrato 1:5 (v/v). Em Erlenmeyer de 250 mL, foram adicionados 10 cm^3 de TFSA e 50 mL de água destilada. As amostras foram deixadas em repouso por 30 minutos e, em seguida levadas para agitação em agitador horizontal por 15 minutos. Após este procedimento, as amostras foram filtradas em papel de filtro e a leitura da salinidade foi feita em condutímetro. Os resultados foram expressos em mS cm^{-1} .

3.9.8 Composição química

Foram realizadas determinações analíticas do P resina, K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H^+ + Al^{3+}$ através do método proposto por Raij et al. (2001) além da soma das bases (SB), soma de cátions trocáveis (T) e índice de saturação por bases (V%). Os cálculos e as determinações foram realizados no Laboratório de Solos e Adubos da UNESP – Câmpus Jaboticabal.

3.9.9 Granulometria

A análise granulométrica do solo foi determinada através de métodos padronizados por Camargo et al. (1986) (Tabela 1), realizadas no Laboratório de Solos e Adubos da UNESP – Câmpus Jaboticabal.

3.9.10 Capacidade de retenção de água

A capacidade de retenção da água (CRA) foi determinada a partir de uma quantidade de TFSA posta em um recipiente com fundo telado previamente seco e pesado (peso 1). Este recipiente foi mergulhado em água pela metade de sua altura até perceber-se que o solo ficou totalmente encharcado. O recipiente foi retirado da água, deixando-se escorrer por 24 horas, devidamente coberto para não haver perda de água por evaporação e pesando-se novamente (peso 2). O solo foi seco em estufa a 105 °C por 24 horas, resfriado em dessecador e pesado novamente (peso 3). A CRA foi calculada através da diferença entre o peso 2 e o peso 3, subtraindo-se de cada um o peso 1 e multiplicando-se por 100 para transformar o valor em percentual.

$$CRA = \{(Peso\ 2 - Peso\ 3) / Peso\ 1\} \times 100$$

3.9.11 Análise estatística

Foi utilizado um arranjo trifatorial inteiramente casualizado, com parcelas subdivididas, cujos fatores foram 3 ecossistemas (manguezal, restinga e floresta), 3 profundidades do solo (0 – 2 cm, 2 – 5 cm e 5 – 10 cm), sob a influência das 2 estações climáticas, com 5 repetições cada. Para a análise estatística foi utilizado o programa SAS (1990). Os resultados das contagens microbianas foram transformados em $\text{Log}(x + 10)$, em que x corresponde as variáveis estudadas e submetidas à análise de variância. Os resultados foram submetidos a análise de variância, aplicando-se o teste F. O teste Tukey ($p < 0,05$) foi empregado para comparação das medias.

4. RESULTADOS

Os resultados obtidos serão apresentados a seguir. A análise estatística foi incluída no Anexo, páginas 120 a 130.

4.1 Populações de micro-organismos

A contagem de bactérias totais variou de 6,6 a 15,2 x 10⁶ UFC g⁻¹ solo seco no solo de floresta, de 5,2 a 9,7 x 10⁵ UFC g⁻¹ solo seco no de manguezal e de 4,0 a 7,1 x 10⁵ UFC g⁻¹ solo seco no de restinga. Em geral, a contagem de bactérias totais decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, exceto na profundidade de 0 - 2 cm, durante o inverno, em que os resultados encontrados no solo de manguezal foram similares aos de restinga (Figura 8A). Analisando-se as médias, verificou-se que a contagem de bactérias totais diminuiu significativamente ($p < 0,05$) do solo de floresta (1,1 x 10⁷ UFC g⁻¹ solo seco), para o de manguezal (7,7 x 10⁵ UFC g⁻¹ solo seco) e deste para o de restinga (5,6 x 10⁵ UFC g⁻¹ solo seco) (Tabela 4, página 120). Entre as estações, redução ($p < 0,05$) de 44% foi verificada do verão em relação ao inverno para todos os solos, exceto na profundidade de 0 – 2 cm, no solo de restinga que teve maior contagem de UFC no inverno do que no verão (Figura 8A). Constatou-se diminuição das contagens ($p < 0,05$) em média 7 e 16% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 4, página 120). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 8A): no solo de floresta e manguezal, as contagens de bactérias totais foram maiores ($p < 0,05$) na camada superficial do solo do que nas demais camadas; e no solo de restinga, durante o verão, foi maior nas duas camadas superficiais do que na camada mais profunda, mas decresceu sucessivamente durante o inverno.

Tendência semelhante à contagem de bactérias totais foi observada com as das bactérias esporuladas, verificando-se variações de 3,6 a 5,1 x 10⁵ UFC g⁻¹ solo seco no solo de floresta, 2,3 a 3,9 x 10⁴ UFC g⁻¹ solo seco no solo de manguezal e de 1,6 a 2,2 x 10⁴ UFC g⁻¹ solo seco no solo de restinga (Figura 8B). Esses resultados evidenciam decréscimo ($p < 0,05$) generalizado da atividade como segue:

floresta > manguezal > restinga, exceto durante o inverno, na profundidade de 0 - 2 cm em que os resultados encontrados no solo de manguezal foram similares ao de restinga e similares entre os solos na profundidade de 2 – 5 cm (Figura 8B). Verificou-se que a contagem de bactérias esporuladas foi em média maior ($p < 0,05$) no solo de floresta ($4,4 \times 10^5$ UFC g^{-1} solo seco) do que solo de manguezal ($2,9 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco) e deste em relação ao solo de restinga ($2,1 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco) (Tabela 5, página 120). Como foi verificado com as bactérias totais, a contagem de bactérias esporuladas decresceu em média, 19% no verão em relação ao inverno em todos os solos, com exceção no solo de restinga, na profundidade de 0 – 2 cm, onde não foi observada diferença entre as estações climáticas (Figura 8B). O número de bactérias esporuladas reduziram ($p < 0,05$) em média 6 e 14% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 5, página 120). Os resultados a seguir, seguem os observados com as das bactérias esporuladas, isto é, no solo de floresta e manguezal, as contagens de bactérias esporuladas foram maiores ($p < 0,05$) na camada superficial do solo do que nas demais camadas e no solo de restinga, durante o verão, foram maiores nas duas camadas superficiais do que na camada mais profunda, mas decresceram sucessivamente durante o inverno (Figura 8B).

Tendência semelhante às das bactérias totais e bactérias esporuladas foi constatada com as contagens das bactérias Gram-negativas. Variações de $3,5$ a $9,1 \times 10^5$ UFC g^{-1} solo seco no solo de floresta, $2,5$ a $3,0 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco no solo de manguezal e de $1,6$ a $1,8 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco no solo de restinga foram verificadas (Figura 8C). Em geral, o número de bactérias Gram-negativas decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga. Analisando-se as médias, verificou-se que maior ($p < 0,05$) número de bactérias Gram-negativas foi encontrada no solo de floresta ($6,4 \times 10^5$ UFC g^{-1} solo seco), seguida do de manguezal ($2,9 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco) e do de restinga ($1,6 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco) (Tabela 6, página 121). Como verificado as populações de bactérias anteriormente descritas, a contagem de bactérias Gram-negativas mostrou um decréscimo em média ($p < 0,05$) de 41% do verão em relação ao inverno com exceção do solo na profundidade de 5 – 10 cm, no solo de manguezal, onde o decréscimo foi contrário, isto é do inverno para o verão; e no solo de restinga, onde

não foi encontrada diferença significativa entre as estações climáticas (Figura 8C). As populações de bactérias Gram-negativas diminuíram ($p < 0,05$) em média 10 e 28% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 6, página 121). Resultados variados também foram encontrados nos ecossistemas (Figura 8C): nenhuma variação significativa foi observada nas duas estações climáticas no solo de manguezal e durante o verão no solo de restinga; durante o verão e o inverno, a contagem de bactérias Gram-negativas foi maior ($p < 0,05$) nas camadas superficiais do solo de floresta e restinga do que na mais profunda e na camada de 2 – 5 cm no solo de manguezal (Figura 8C).

A contagem de bactérias nitrificantes variou de 1,8 a $20,1 \times 10^5$ UFC g^{-1} solo seco no solo de floresta, de 2,9 a $9,2 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco no de manguezal e de 2,7 a $5,8 \times 10^3$ UFC g^{-1} solo seco no de restinga. Em geral, foi verificado decréscimo ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, exceto na profundidade de 5 - 10 cm, durante o inverno, em que os resultados encontrados no solo de floresta foram similares ao de manguezal (Figura 9A). Maior ($p < 0,05$) contagem de bactérias nitrificantes foi verificada no solo de floresta, em média de $7,1 \times 10^5$ UFC g^{-1} solo seco, do que do solo de manguezal com $7,0 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco e do solo de restinga com $4,0 \times 10^3$ UFC g^{-1} solo seco (Tabela 7, página 121). Redução ($p < 0,05$) de 2,6 vezes comparando-se as contagens encontradas no verão diminuíram em relação às do inverno nos solo de floresta e de manguezal na profundidade de 0 – 2 cm, porém no solo de restinga o decréscimo foi ao contrário (Figura 9A). Foi observada diminuição das contagens ($p < 0,05$) em média 56 e 70% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 7, página 121). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 9A): no solo de manguezal, houve decréscimo sucessivo entre as profundidades ($p < 0,05$) nas duas estações climáticas; no solo de restinga, as contagens foram maiores na camada mais profunda do solo, do que nas camadas superficiais; e, no solo de floresta, durante o verão e o inverno, as contagens de bactérias nitrificantes decresceram sucessivamente com o aumento da profundidade.

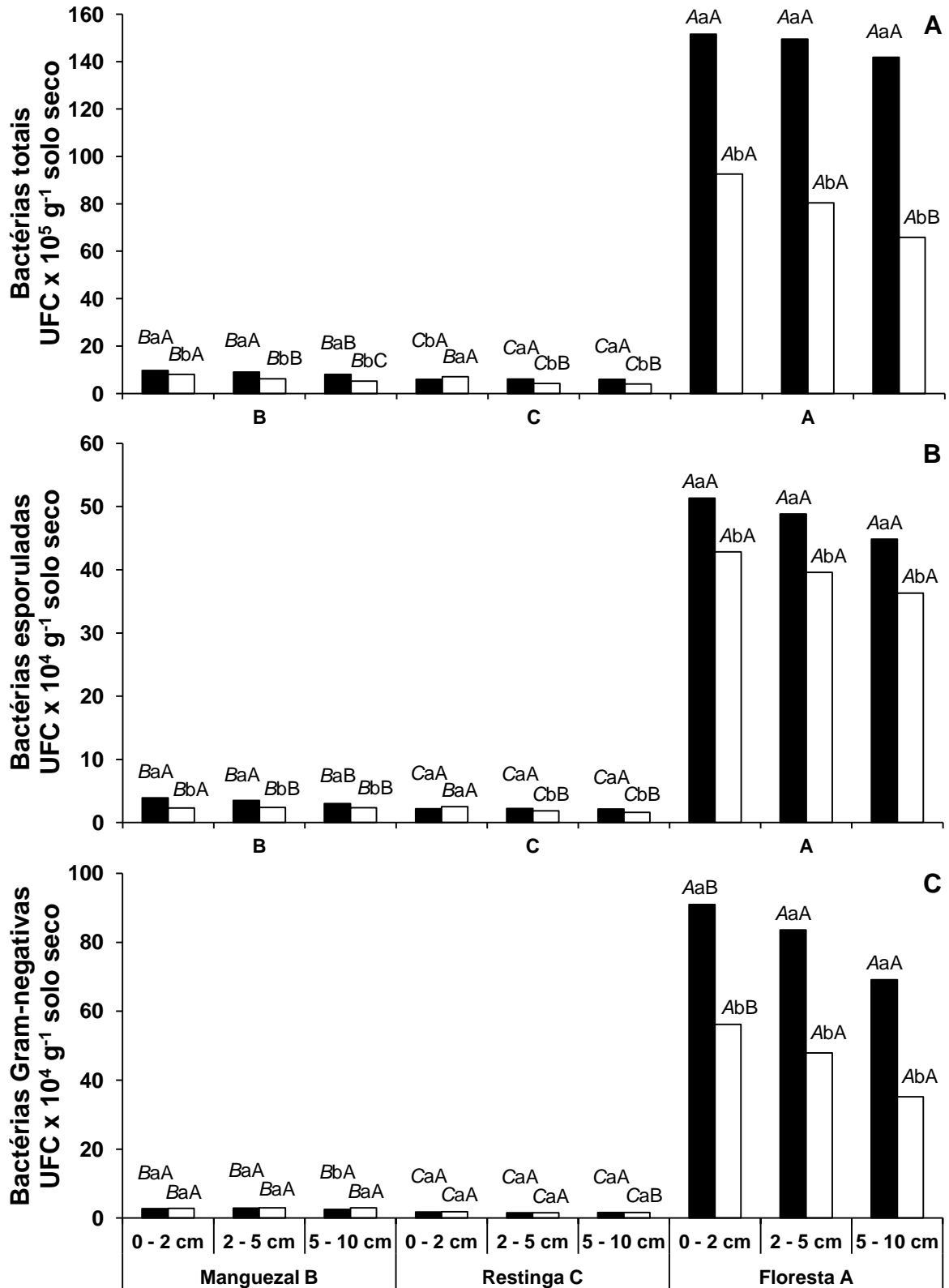


Figura 8. Bactérias totais (A), esporuladas (B) e Gram-negativas (C) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

A população de bactérias desnitrificantes variou de 2,0 a $6,6 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de floresta, 1,2 a $10,1 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de manguezal e de 1,1 a $75,7 \times 10^2$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de restinga (Figura 9B). Verificou-se diminuição ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, exceto na profundidade de 5 - 10 cm, durante o verão, em que a contagem de bactérias foi maior no solo de manguezal do que no de floresta e durante o inverno em que os resultados encontrados no solo de manguezal foram similares aos de floresta (Figura 9B). Quando comparadas as médias, não foi observada diferença significativa das contagens entre os solos de floresta ($4,5 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco) e de manguezal ($4,1 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco), apenas com o solo de restinga ($3,5 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco) (Tabela 8, página 122). As contagens de bactérias desnitrificantes diminuíram ($p < 0,05$) em média, 35% do verão em relação ao inverno nos solos de floresta e manguezal, porém no solo de restinga o decréscimo foi contrário (inverno/verão) entre as estações climáticas (Figura 9B). Quando comparadas as profundidades, as contagens diminuíram ($p < 0,05$) em média 62 e 46% da camada 5 - 10 cm para a de 2 - 5 cm e 0 - 2 cm, respectivamente para os três ecossistemas (Tabela 8, página 122).

A contagem de actinobactérias variou de 5,1 a $8,8 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de floresta, de 1,4 a $1,9 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco no de manguezal e de 1,2 a $1,6 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco no de restinga (Figura 10A). Não houve diferença significativa entre as médias do solo de restinga e de manguezal, com exceção na profundidade de 5 - 10 cm, durante o inverno, em que os resultados encontrados foram diferentes ($p < 0,05$) entre si (Figura 10A). A contagem de actinobactérias decresceu na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, representadas pelas médias $6,8 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de floresta, $1,6 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de manguezal e $1,4 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco no solo de restinga (Tabela 9, página 122). Entre as estações climáticas, redução de 2% foi verificada no verão em relação ao inverno, contudo, no solo de manguezal, redução significativa ($p < 0,05$) somente foi observada na profundidade de 5 - 10 cm, do inverno para o verão. As contagens de actinobactérias diminuíram ($p < 0,05$) em média 28 e 40% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente. Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 10A): nos solos de restinga e

manguezal, não houve diferença significativa das contagens entre as profundidades do solo; no solo de floresta, as contagens de actinobactérias foram maiores ($p < 0,05$) na camada superficial do solo do que nas camadas subsequentes (Tabela 9, página 122).

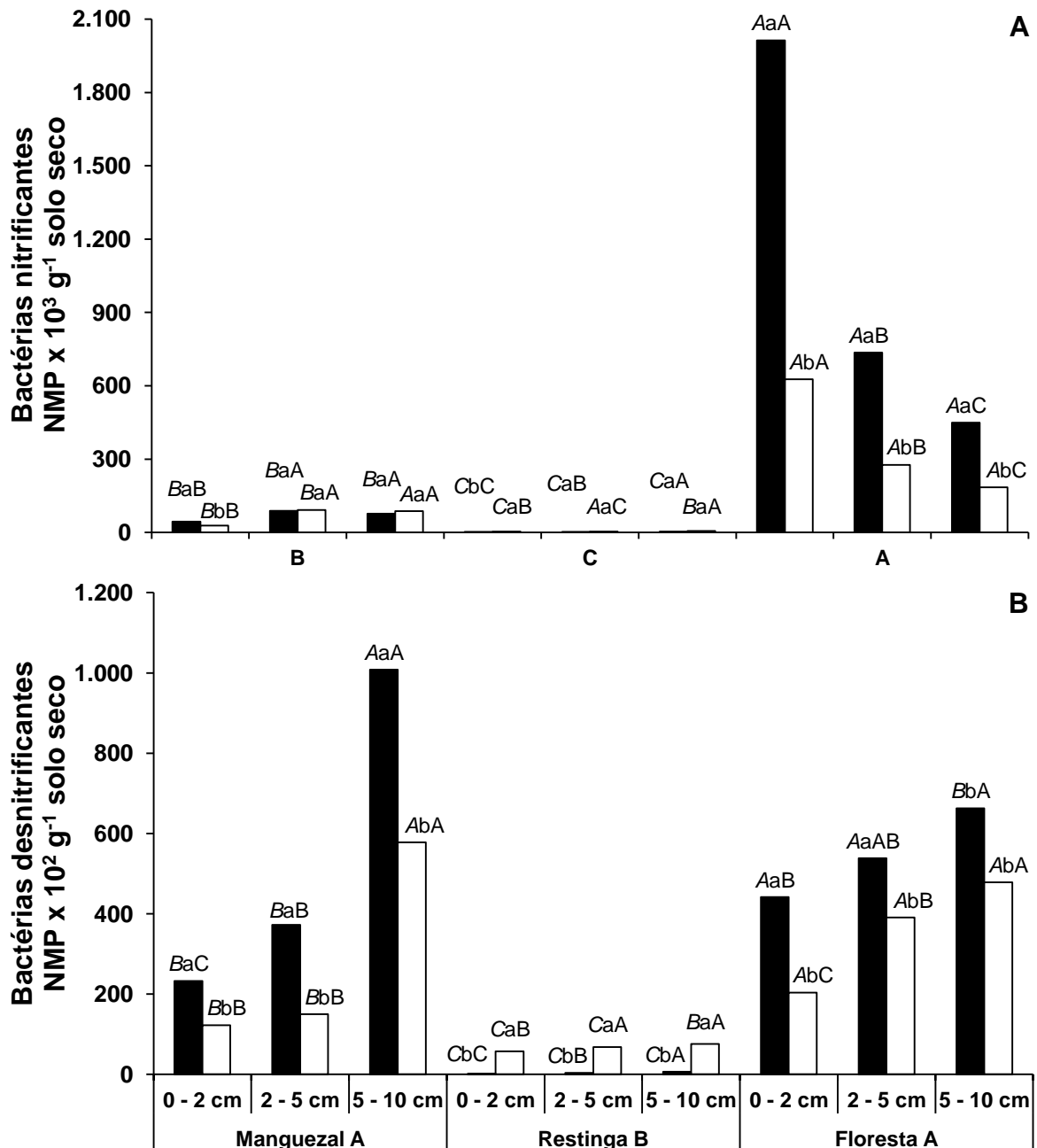


Figura 9. Bactérias nitrificantes (A) e desnitrificantes (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Foi observado na contagem de fungos variação de $4,2$ a $7,1 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco no solo de floresta, de $1,1$ a $2,3 \times 10^3$ UFC g^{-1} solo seco no de restinga e de $6,1$ a $13,4 \times 10^2$ UFC g^{-1} solo seco no solo de manguezal (Figura 10B). Em geral, a contagem de fungos, decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > restinga > manguezal (Figura 10B). Analisando-se as médias, verificou-se que maior ($p < 0,05$) contagem de fungos foi encontrada nos solo de floresta ($5,2 \times 10^4$ UFC g^{-1} solo seco), seguida do de restinga ($1,6 \times 10^3$ UFC g^{-1} solo seco) e do de manguezal ($8,7 \times 10^2$ UFC g^{-1} solo seco) (Tabela 10, página 123). Entre as estações, redução ($p < 0,05$) de 22% foi verificada no inverno em relação ao verão em todos os solos, exceto para a profundidade de 2 – 5 cm no solo de floresta e manguezal, onde não foi verificada diferença significativa das contagens entre as estações climáticas (Figura 10B). A contagem de fungos diminuiu ($p < 0,05$) em média 17 e 24% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 10, página 123). Porém, não foi observada diferença significativa das contagens entre as profundidades, durante o verão, nos três ecossistemas; em todos os ecossistemas, as contagens de fungos foram maiores na camada superficial do solo do que nas camadas subsequentes; durante o inverno, diferença significativa foi verificada entre as contagens da camada 2 – 5 cm e 5 – 10 cm com a de 0 – 2 cm dos solos de manguezal e de floresta e de 0 – 2 cm e 2 – 5 cm com a camada de 5 – 10 cm do solo de restinga (Figura 10B).

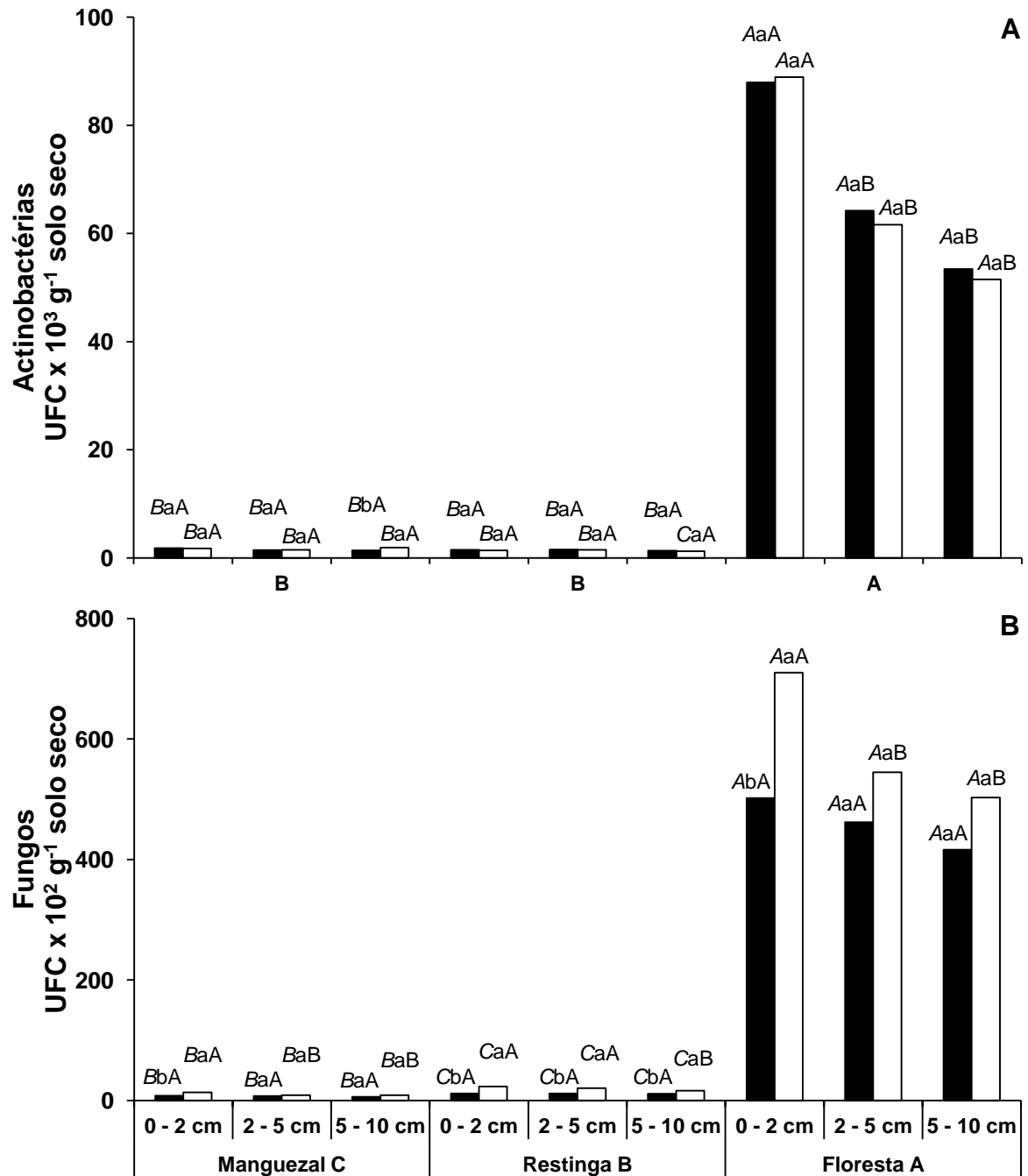


Figura 10. Actinobactérias (A) e fungos (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

4.2 Atividade metabólica dos isolados microbianos

No verão, do total de bactérias isoladas do solo de manguezal 93% apresentaram a atividade metabólica, 78% do de restinga e 58% do de floresta (dados não incluídos). As proporções encontradas no inverno foram de 98, 95 e 98%. Do total de fungos isolados, foram encontradas proporções de 97, 93 e 95% no verão e 90, 88 e 95% no inverno, respectivamente (dados não incluídos).

Dos fungos isolados no verão, 14%, em média, apresentaram atividade da amilase, 91% da fosfatase ácida e 26% solubilizadora de fosfato inorgânico (Tabela 2). As proporções encontradas para as bactérias foram de 21, 68 e 13%, respectivamente. Os isolados apresentaram mais de uma atividade metabólica. Assim, o índice de atividade metabólica incluído na Tabela 2 mostra que maior proporção de fungos e bactérias apresentou atividade na faixa de 1,01 - 1,49 (em média, 30%), em seguida 1,50 - 3,00 (7%) e > 3,01 (1%).

Durante o inverno, as proporções dos fungos com atividade da amilase, fosfatase ácida e solubilizadora de fosfato inorgânico foram de 27, 88 e 29%, e as das bactérias de 45, 89 e 23%, respectivamente (Tabela 3). Os índices da Tabela 3 mostra que a proporção de fungos e bactérias com atividade metabólica nas faixas de 1,01 - 1,49, 1,50 - 3,00 e > 3,01, foi de 31, 19 e 2%, respectivamente.

Tabela 2. Atividade metabólica dos micro-organismos isolados dos solos de manguezal, restinga e floresta, no verão.

Ecossistemas	Isolados	Atividade (%)		Índice de atividade metabólica* (%)		
		Sem	Com	1,01-1,49	1,50-3,00	>3,01
Produtores de amilase						
Manguezal	Fungos	88,3	11,7	11,7	0,0	0,0
Restinga		86,7	13,3	13,3	0,0	0,0
Floresta		83,3	16,7	16,7	0,0	0,0
Média		86,1	13,9	13,9	0,0	0,0
Manguezal	Bactérias	50,0	16,7	13,3	3,3	0,0
Restinga		51,7	15,0	8,3	5,0	1,7
Floresta		56,7	10,0	8,3	1,7	0,0
Média		52,8	13,9	10,0	3,3	0,6
Produtores de fosfatase ácida						
Manguezal	Fungos	5,0	95,0	76,7	13,3	5,0
Restinga		11,7	88,3	76,7	10,0	6,7
Floresta		10,0	90,0	66,7	21,7	1,7
Média		8,9	91,1	73,3	15,0	4,4
Manguezal	Bactérias	11,7	55,0	26,7	21,7	6,7
Restinga		21,7	43,3	38,3	1,7	1,7
Floresta		30,0	36,7	28,3	6,7	1,7
Média		21,1	45,0	31,1	10,0	3,3
Solubilizadores de fosfato						
Manguezal	Fungos	73,3	20,0	20,0	5,0	1,7
Restinga		66,7	33,3	33,3	0,0	0,0
Floresta		83,3	15,0	13,3	3,3	0,0
Média		74,4	22,8	22,2	2,8	0,6
Manguezal	Bactérias	56,7	10,0	6,7	1,7	1,7
Restinga		58,3	8,3	6,7	1,7	0,0
Floresta		60,0	6,7	5,0	0,0	1,7
Média		58,3	8,3	6,1	1,1	1,1
Média geral		50,3	32,5	26,1	5,4	1,7

* Relação entre o diâmetro do halo de atividade e o diâmetro da colônia.

Tabela 3. Atividade metabólica dos micro-organismos isolados dos solos de manguezal, restinga e floresta, no inverno.

Ecossistemas	Isolados	Atividade (%)		Índice de atividade metabólica* (%)		
		Sem	Com	1,01-1,49	1,50-3,00	>3,01
Produtores de amilase						
Manguezal	Fungos	75,0	25,0	22,5	2,5	0,0
Restinga		67,5	32,5	17,5	12,5	2,5
Floresta		77,5	22,5	15,0	7,5	0,0
Média		73,3	26,7	18,3	7,5	0,8
Manguezal	Bactérias	57,5	42,5	12,5	30,0	0,0
Restinga		57,5	42,5	15,0	22,5	5,0
Floresta		50,0	50,0	20,0	25,0	5,0
Média		55,0	45,0	15,8	25,8	3,3
Produtores de fosfatase ácida						
Manguezal	Fungos	10,0	90,0	80,0	10,0	0,0
Restinga		17,5	82,5	67,5	15,0	0,0
Floresta		7,5	92,5	85,0	7,5	0,0
Média		11,7	88,3	77,5	10,8	0,0
Manguezal	Bactérias	5,0	95,0	35,0	52,5	7,5
Restinga		20,0	80,0	27,5	45,0	7,5
Floresta		7,5	92,5	30,0	57,5	5,0
Média		10,8	89,2	30,8	51,7	6,7
Solubilizadores de fosfato						
Manguezal	Fungos	82,5	17,5	15,0	2,5	0,0
Restinga		55,0	45,0	45,0	0,0	0,0
Floresta		75,0	25,0	22,5	2,5	0,0
Média		70,8	29,2	27,5	1,7	0,0
Manguezal	Bactérias	82,5	17,5	10,0	5,0	2,5
Restinga		72,5	27,5	20,0	7,5	0,0
Floresta		75,0	25,0	22,5	2,5	0,0
Média		76,7	23,3	17,5	5,0	0,8
Média geral		49,7	50,3	31,3	17,1	1,9

* Relação entre o diâmetro do halo de atividade e o diâmetro da colônia.

4.3 Atividade microbiana dos solos

4.3.1 Ciclo do C

A produção de CO₂ variou de 44,9 a 111,3 no solo de floresta, de 51,1 a 91,9 no de manguezal e de 8,8 a 17,5 mg de CO₂ g⁻¹ solo seco no de restinga. Em geral, a atividade respiratória decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, exceto nas profundidades de 0 - 2 cm, durante o verão, e 5 - 10 cm em que os resultados encontrados no solo de floresta foram similares ao de manguezal (Figura 11A). Analisando-se as médias, verificou-se que maior ($p < 0,05$) produção de CO₂ foi encontrada nos solo de floresta (80,2 mg de CO₂ g⁻¹ solo seco), seguida de manguezal (67,3 mg de CO₂ g⁻¹ solo seco) e do que no de restinga (12,7 mg de CO₂ g⁻¹ solo seco) (Tabela 11, página 123). Nenhuma variação significativa foi verificada entre as estações, exceto no solo de floresta, na profundidade de 2 - 5 cm, em que produção de CO₂ foi maior no verão em relação ao inverno (Figura 11A). A quantidade de CO₂ diminuiu ($p < 0,05$) em média 21 e 47% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 11, página 123). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 11A): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga; no solo de manguezal, a atividade respiratória foi maior ($p < 0,05$) na camada superficial do solo do que nas demais camadas; e no solo de floresta, durante o verão, foi maior nas duas camadas superficiais do que na camada mais profunda, mas decresceu sucessivamente durante o inverno.

Tendência semelhante à atividade respiratória foi verificada com a atividade da desidrogenase, verificando-se variações de 31,1 a 50,2 no solo de floresta, 19,2 a 27,2 no solo de manguezal e de 5,9 a 8,9 µg trifetilformazan (TFF) g⁻¹ solo seco 24 h⁻¹ no solo de restinga (Figura 11B). Esses resultados evidenciam decréscimo ($p < 0,05$) generalizado da atividade como segue: floresta > manguezal > restinga, obtendo-se as seguintes médias 37,9, 22,8, 7,4 µg trifetilformazan (TFF) g⁻¹ solo seco 24 h⁻¹, respectivamente (Tabela 12, página 124). Como foi verificado com a atividade respiratória, a atividade da desidrogenase não variou entre as estações no

solo de restinga, porém nos demais solos foi maior ($p < 0,05$) no verão em relação ao inverno, exceto na camada 5 - 10 cm no solo de manguezal (Figura 11B).

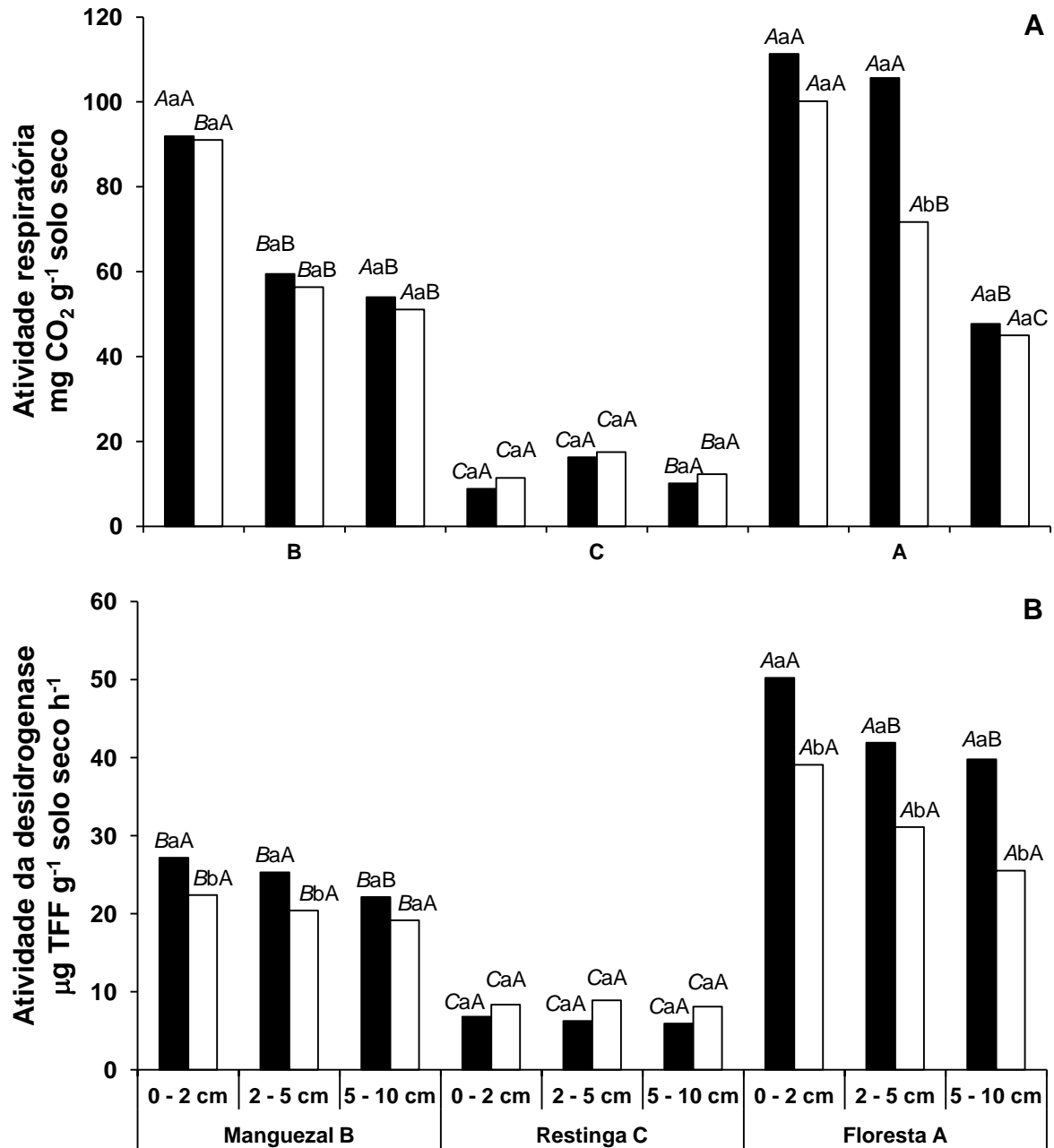


Figura 11. Atividade respiratória (A) e da desidrogenase (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

A atividade da desidrogenase aumentou em média ($p < 0,05$) 1,2 vezes no verão em relação ao inverno, não houve variação no solo de restinga. Maior atividade foi verificada nas camadas superficiais do solo, decrescendo em média 13 e 22% nas camadas mais profundas, respectivamente (Tabela 12, página 124). Porém, resultados variados também foram encontrados nos ecossistemas (Figura 11B): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga nas duas estações climáticas e durante o inverno nos demais solos; durante o verão, a atividade da desidrogenase foi maior ($p < 0,05$) nas camadas superficiais do solo de manguezal do que na mais profunda e na camada superficial em relação as mais profundas do solo de floresta.

4.3.2 Ciclo do N

A atividade amonificante variou de 141,6 a 216,1 no solo de floresta, de 133,6 a 179,6 no manguezal e de 101,0 a 109,4 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco na restinga (Figura 12A). Em geral, a atividade amonificante decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, verificando-se as seguintes médias: 166,3 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco de floresta, 159,1 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco de manguezal e de 105,4 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco de restinga (Tabela 13, página 124). A atividade amonificante aumentou ($p < 0,05$) em média 13% do inverno para o verão, porém, nenhuma variação significativa foi verificada entre as estações no solo de manguezal e restinga. A atividade diminuiu ($p < 0,05$) em média 5 e 16% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 13, página 124). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 12A): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga onde a atividade foi maior ($p < 0,05$) nas camadas mais profundas (5 - 10 cm e 2 - 5 cm); nos solos de floresta e manguezal, a atividade amonificante foi maior na camada superior, diminuindo com a profundidade do solo em ambas as estações climáticas (Tabela 13, página 124).

Mesma tendência da atividade amonificante foi verificada com a atividade nitrificante, onde variações foram de 80,1 a 132,5 no solo de floresta, de 77,4 a 122,6 no solo de manguezal e de 55,6 a 78,7 $\mu\text{g N-NO}_3^- \text{g}^{-1}$ solo seco no solo de

restinga (Figura 12B). Com esses resultados, observamos um decréscimo da atividade como segue: floresta > manguezal > restinga, obtendo-se assim, as seguintes médias 105,9, 97,7 e 65,5 $\mu\text{g N-NO}_3^- \text{g}^{-1}$ solo seco, respectivamente (Tabela 14, página 125). Entre as estações, uma redução ($p < 0,05$) de 19% foi verificada no verão em relação ao inverno, exceto no solo de floresta, onde não houve diferença significativa. Maior atividade nitrificante foi verificada na camada superficial do solo, decrescendo ($p < 0,05$) em média 9 e 17% nas camadas mais profundas, 2 – 5 cm e 5 – 10 cm, respectivamente. (Tabela 14, página 125). Contudo, nenhuma variação significativa entre as profundidades foi observada no solo de restinga, onde a maior atividade nitrificante foi observada nas camadas mais profundas, assim como a atividade amonificante. (Figura 12B).

A Figura 13A, mostra que a atividade da urease variou de 84,4 a 131,4 no solo de floresta de 6,9 a 24,1 no de manguezal e de 3,4 a 8,7 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco na restinga. Em média, a redução ($p < 0,05$) da atividade desta enzima seguiu a sequência: floresta > manguezal > restinga, com as seguintes medias 110,5, 13,5 e 5,3 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco, respectivamente (Tabela 15, página 125). Variações significativas da atividade da urease só foram observadas entre as estações climáticas, nas profundidades de 0 – 2 cm e 2 - 5 cm do solo de floresta, em que a atividade da enzima foi maior no verão em relação ao inverno (Figura 13A). A atividade da enzima diminuiu ($p < 0,05$) em média 13 e 37% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 15, página 125). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 13A): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga; no solo de manguezal e floresta, a atividade da enzima foi maior ($p < 0,05$) na camada superficial, diminuindo para as camadas mais profundas do solo.

A atividade da protease observada na Figura 13B seguiu a mesma tendência da atividade ureolítica, apresentando variações da ordem de 57,3 a 84,3 no solo de floresta, de 39,4 a 58,4 no solo de manguezal e de 23,3 a 38,9 μg tirosina g^{-1} solo seco no solo de restinga. Esses resultados evidenciam decréscimo ($p < 0,05$) generalizado da atividade como segue: floresta > manguezal > restinga (Figura 13B), obtendo-se as seguintes médias 72,3, 48,6 e 33,4 μg tirosina g^{-1} solo seco, respectivamente (Tabela 16, página 126).

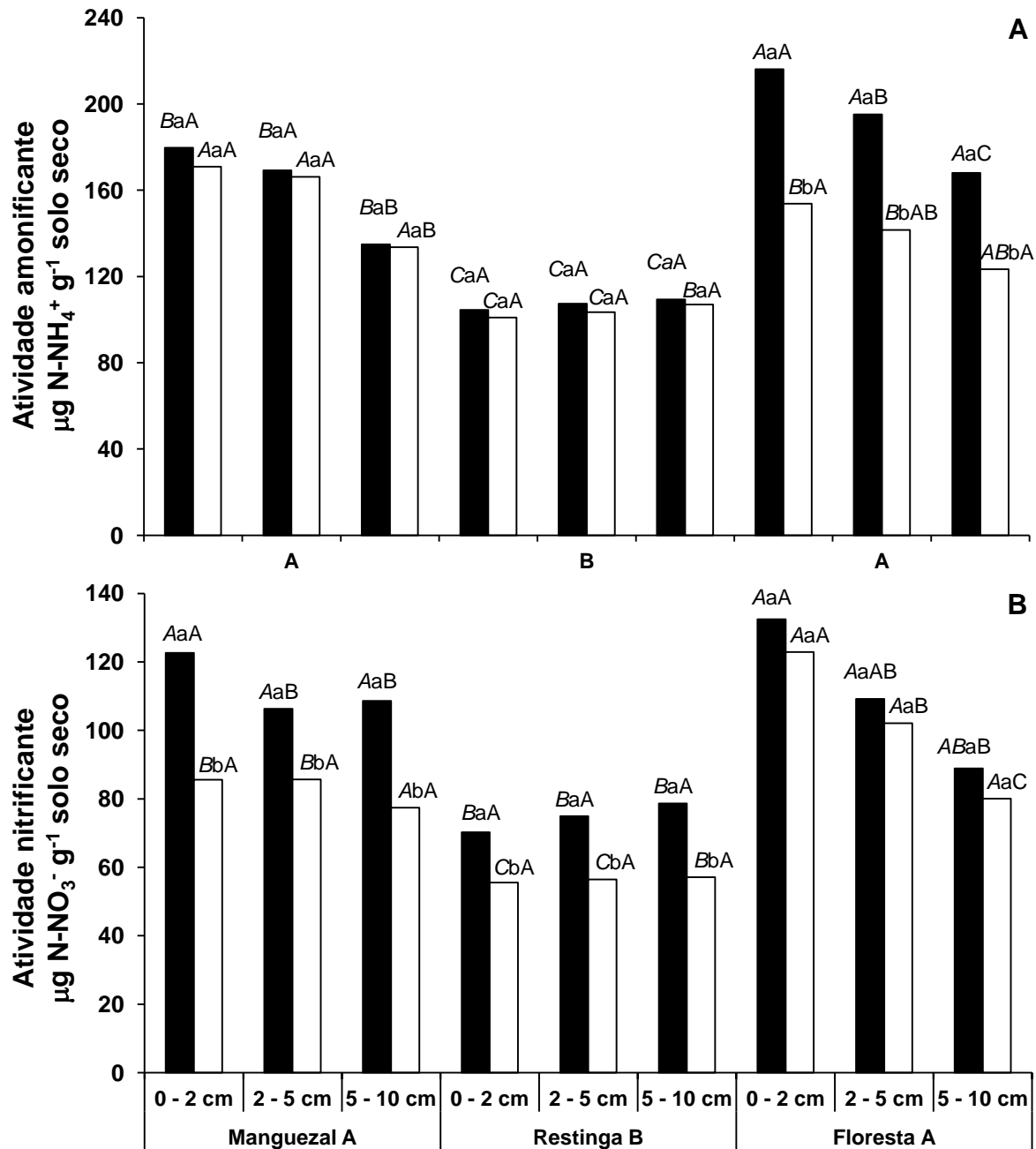


Figura 12. Atividade amonificante (A) e nitrificante (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Como foi verificado com a atividade da urease, a atividade da protease não variou entre as estações no solo de restinga, porém nos demais solos foi maior ($p < 0,05$) no verão em relação ao inverno, exceto na camada 5 - 10 cm no solo de manguezal, a atividade aumentou em média ($p < 0,05$) 1,2 vezes do verão em

relação ao inverno (Figura 13B). Maior atividade foi verificada nas camadas superficiais do solo, decrescendo em média 5 e 20% nas camadas mais profundas, respectivamente (Tabela 16, página 126).

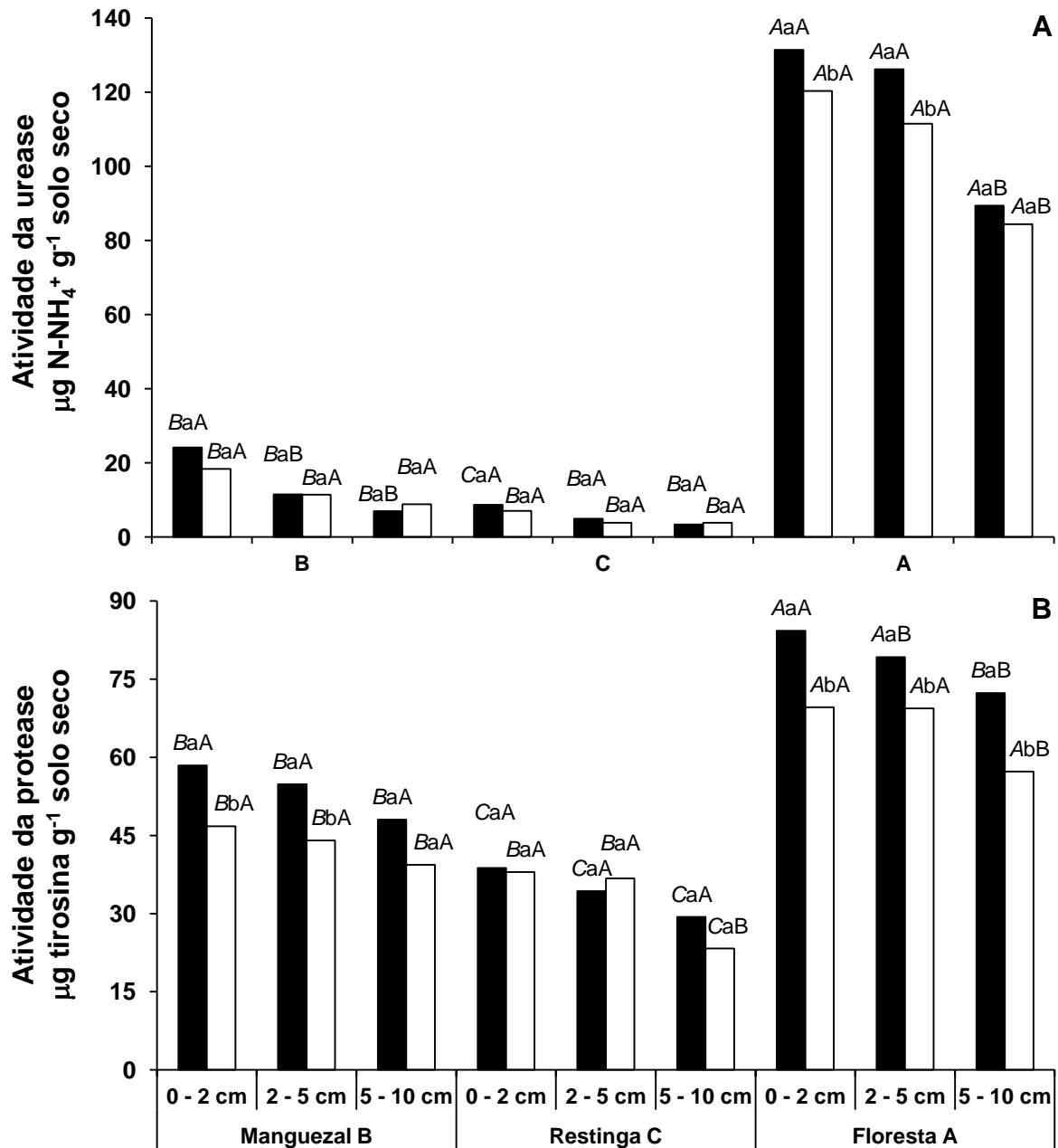


Figura 14. Atividade da urease (A) e da protease (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Entretanto, resultados variados também foram encontrados nos ecossistemas (Figura 13B): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga nas duas estações climáticas e na camada de 0 – 5 cm do solo de manguezal; durante o verão e o inverno, a atividade da protease foi maior ($p < 0,05$) nas camadas superficiais do solo de manguezal, restinga e floresta. Entre as profundidades, dentro de cada estação climática, não foi observada diferença significativa da atividade no solo de manguezal (Figura 13B).

4.3.3 Ciclo do P

A atividade solubilizadora de fosfato inorgânico variou de 9,0 a 13,9 no solo de floresta, de 6,0 a 12,0 no de restinga e de 4,9 a 7,2 $\mu\text{g P g}^{-1}$ solo seco no de manguezal (Figura 14A). Foi observado decréscimo significativo ($p < 0,05$) da seguinte ordem: floresta > restinga > manguezal, com médias de 11,4, 8,1 e 6,2 $\mu\text{g P g}^{-1}$ solo seco, respectivamente (Tabela 17, página 126). Em média a atividade solubilizadora decresceu ($p < 0,05$) 9% do verão para o inverno, contudo, nenhuma variação significativa foi verificada entre as estações, nos solos de floresta e manguezal (Figura 14A). A atividade solubilizadora diminuiu ($p < 0,05$) em média 13 e 25% da camada 0 - 2 cm para as de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 17, página 126). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 14A): nos solos de restinga e floresta, a atividade solubilizadora foi maior ($p < 0,05$) na camada superficial, diminuindo com o aumento da profundidade do solo; diferentemente, no solo de manguezal, a atividade solubilizadora foi maior na camada de mediana (2 – 5 cm); entre as profundidades 2 – 5 cm e 5 – 10 cm, não houve diferença significativa entre os solos de restinga e manguezal nas duas estações climáticas; mesma tendência foi observada na camada 0 – 2 cm no verão, entre os solos de floresta e restinga (Tabela 17, página 126).

A Figura 14B mostra que a atividade da fosfatase ácida variou de 849,7 a 1.388,5 no solo de floresta, de 181,4 a 515,9 no de restinga e de 208,7 a 295,1 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1} no de manguezal. Em geral, a atividade da fosfatase acompanhou a atividade solubilizadora de fosfato, decrescendo ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > restinga > manguezal. Analisando-se as médias,

verificou-se que maior ($p < 0,05$) atividade da fosfatase decresceu do solo de floresta (1.153,5 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1}) para o de restinga (378,5 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1}) e deste para o de manguezal (245,18 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1}) (Tabela 18, página 127).

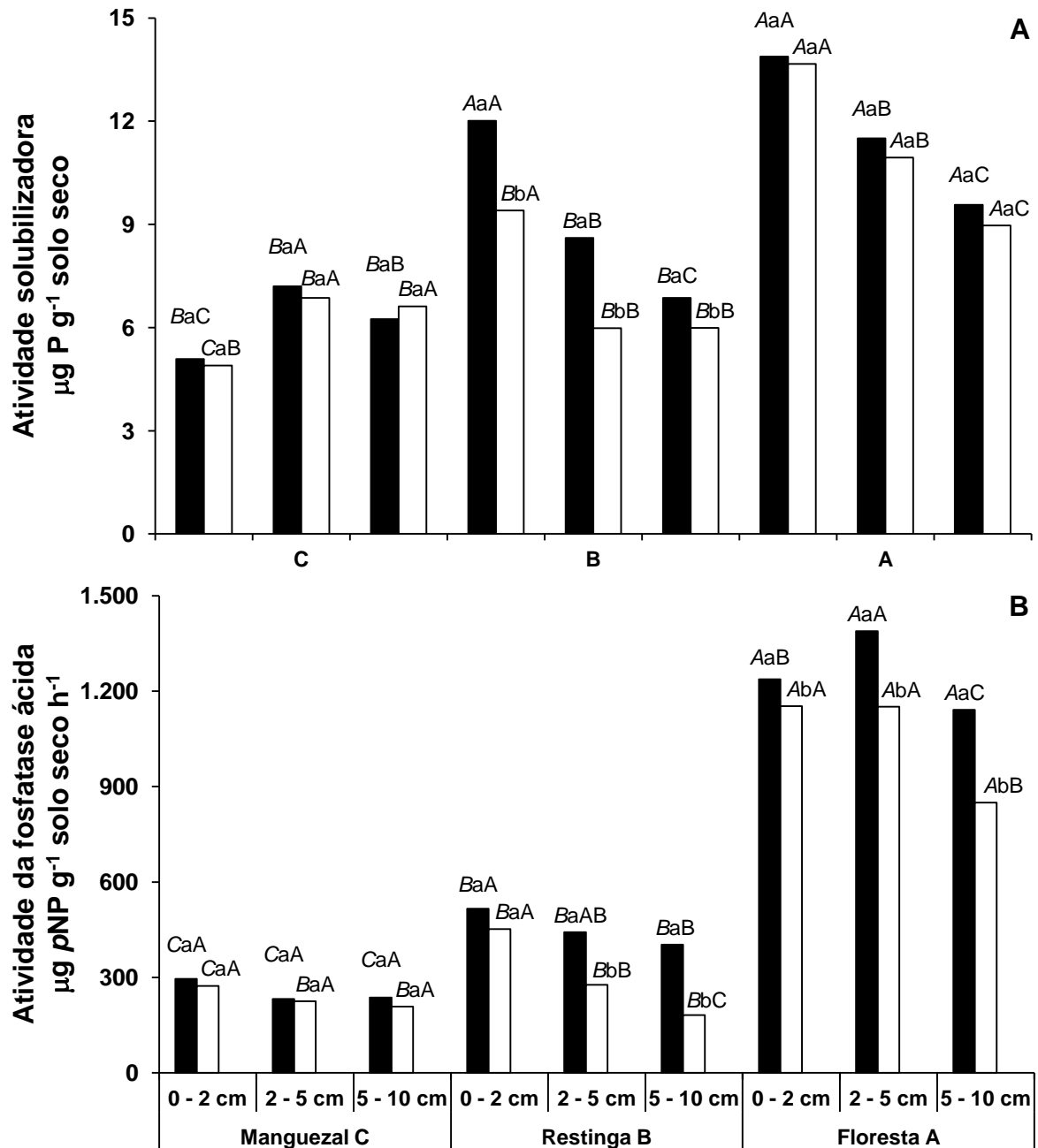


Figura 14. Atividade solubilizadora (A) e da fosfatase ácida (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observadas no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Em média, redução ($p < 0,05$) de 19% foi observada do verão em relação ao inverno, porém, nenhuma variação significativa foi verificada entre as estações, no solo de manguezal e na camada de 0 – 2 cm do solo de restinga (Figura 14B). A atividade da fosfatase ácida diminuiu ($p < 0,05$) em média 5 e 23% da camada 0 - 2 cm para as de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 18, página 127). Resultados variados foram encontrados nos ecossistemas quando comparada a atividade da enzima entre as camadas dos solos (Figura 14B): nenhuma variação significativa foi observada no solo de manguezal; nas profundidades de 2 – 5 cm e 5 – 10 cm, durante o inverno, os resultados encontrados no solo de restinga foram similares ao do manguezal; a atividade da enzima foi maior ($p < 0,05$) na camada superficial dos solos, com exceção da camada 2 – 5 cm, no verão do solo de floresta, que apresentou maior atividade da enzima (Tabela 18, página 127).

4.4 Atributos químicos dos solos

A Figura 15A mostra que houve decréscimo significativo ($p < 0,05$) no conteúdo de umidade do solo, variando de 43,9 a 48,1% no manguezal, de 32,9 a 37,1% na floresta e 3,3 a 4,6% na restinga. Esses resultados mostram decréscimo entre os solos como segue: manguezal > floresta > restinga (Figura 15A), com as seguintes médias, 46,0%, no manguezal, 34,8% na floresta e 4,0% na restinga (Tabela 19, página 127). O conteúdo de umidade dos solos não variou significativamente entre as estações climáticas e as profundidades dos solos, com exceção do solo de manguezal, que apresentou diferença ($p < 0,05$) entre as profundidades no verão (Tabela 19, página 127).

A Figura 15B mostra que o conteúdo de matéria orgânica do solo variou de 8,7 a 11,8% na floresta, de 6,3 a 8,7% no de manguezal e de 0,3 a 0,8% na restinga e decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, tendo sido observadas as seguintes médias: 9,8, 7,5, e 0,4 g 100 g⁻¹, respectivamente (Tabela 20, página 128). Tendência semelhante à umidade foi verificada com a matéria orgânica dos solos, sendo constatada diferenças ($p < 0,05$) entre as estações na camada de 0 – 2 cm e 2 – 5 cm nos solos de floresta e manguezal,

respectivamente e entre as profundidades do solo de floresta, no verão (Tabela 20, página 128).

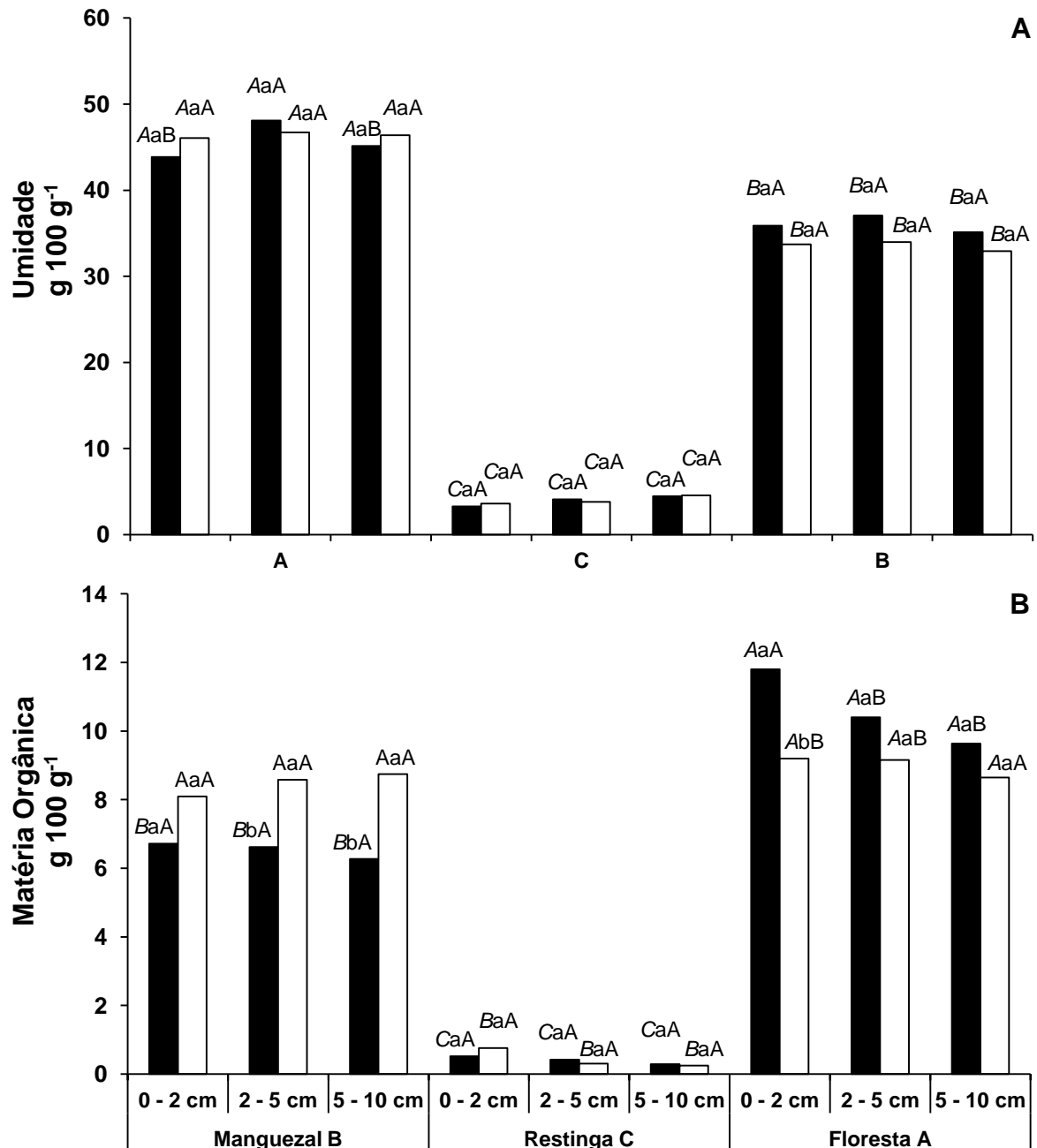


Figura 15. Conteúdo de umidade (A) e matéria orgânica (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observados no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

A Figura 16A mostra que o conteúdo de carbono orgânico total variou de 17,3 a 28,2 no solo de floresta, de 17,0 a 23,1 no de manguezal e de 0,5 a 2,7 mg C g⁻¹ solo seco no de restinga. Em geral, o conteúdo de carbono orgânico total decresceu ($p < 0,05$) na seguinte ordem: floresta > manguezal > restinga, exceto nas profundidades de 2 - 5 cm, durante o inverno, e 5 - 10 cm, durante o verão em que os resultados encontrados no solo de floresta foram similares aos de manguezal (Figura 16A). Verificou-se que maior ($p < 0,05$) conteúdo de carbono orgânico total foi encontrado no solo de floresta (22 mg de C g⁻¹ solo seco), do que no de manguezal (19,8 mg de C g⁻¹ solo seco) e deste em relação ao de restinga (1,6 mg de C g⁻¹ solo seco) (Tabela 21, página 128). O conteúdo de carbono orgânico total presente nos solos decresceu ($p < 0,05$) em média 1,2 vezes do verão para o inverno, porém, nenhuma variação significativa foi verificada entre as estações, nos solos de restinga e na camada de 0 - 2 cm no de manguezal. A quantidade de carbono orgânico total diminuiu ($p < 0,05$) em média 4 e 6% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 21, página 128). Porém, resultados variados foram encontrados nos ecossistemas (Figura 16A): nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga; no solo de manguezal o conteúdo de carbono orgânico total foi maior ($p < 0,05$) na camada mais profunda do solo do que nas demais camadas; e no solo de floresta, durante o verão e o inverno, foi maior ($p < 0,05$) na camada superficial diminuindo para as camadas mais profundas.

O conteúdo de carbono solúvel pode ser observado na Figura 16B. Foram encontradas variações de 1,7 a 2,1 no solo de floresta, de 0,6 a 0,8 no de manguezal e 0,2 a 0,3 mg C g⁻¹ solo seco no de restinga, tendo decrescido ($p < 0,05$) como segue: floresta > manguezal > restinga, apresentando as seguintes médias 1,8, 0,7 e 0,2 mg C g⁻¹ solo seco, respectivamente (Tabela 22, página 129). Quando comparadas as estações climáticas, decréscimo ($p < 0,05$) de 5% foi verificado no verão em relação ao inverno, porém esse decréscimo foi somente observado no solo de floresta. Entre as profundidades, o conteúdo de carbono solúvel diminuiu ($p < 0,05$) em 11 e 13% da camada de 2 - 5 cm para as camadas de 0 - 2 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 22, página 129). Porém outros resultados foram encontrados com relação ao conteúdo de carbono solúvel nos

ecossistemas (Figura 16B): no solo de restinga, somente na profundidade 0 – 2 cm foi encontrada diferença significativa com as demais profundidades do solo durante o verão; no solo de manguezal, foi maior ($p < 0,05$) na camada de 2 – 5 cm com relação às demais; e no solo de floresta, foi maior ($p < 0,05$) na camada de 2 – 5 cm, tanto no verão quanto no inverno, com as demais profundidades do solo (Tabela 22, página 129).

Tendência semelhante ao conteúdo de carbono orgânico total e o carbono solúvel foi verificado com o de carboidratos totais, verificando-se variações de 2,7 a 3,8 no solo de floresta, de 0,8 a 1,3 no solo de manguezal e de 0,1 a 0,3 mg C g⁻¹ solo seco no de restinga (Figura 16C). Esses resultados evidenciam decréscimo ($p < 0,05$) generalizado dos teores de carboidratos como segue: floresta > manguezal > restinga (Figura 16C), obtendo-se as seguintes médias 3,1, 1,0 e 0,2 mg C g⁻¹ solo seco, respectivamente (Tabela 23, página 129). Entre as estações climáticas, decréscimo ($p < 0,05$) de 16% foi observado do verão quando comparado com o inverno (Tabela 23, página 129), contudo, nenhuma variação significativa foi observada no solo de restinga e no manguezal (Figura 16C). As quantidades de carboidratos totais diminuíram em média 3 e 1% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm, respectivamente (Tabela 23, página 129). Resultados variados foram encontrados do conteúdo de carboidratos totais nos ecossistemas (Figura 16C): no solo de restinga e de floresta foram maiores ($p < 0,05$) na camada superficial, diminuindo com o aumento da profundidade do solo, o inverso foi observado no solo de manguezal, sendo maior o conteúdo de carboidratos totais ($p < 0,05$) nas camadas profundas do solo (Tabela 23, página 129).

A Figura 17A mostra que o pH do solo variou de 4,3 a 4,5 no solo de manguezal, de 4,1 a 4,6 no de restinga e de 3,7 a 4,0 no de floresta. Somente o pH do solo de floresta diferiu significativamente dos demais solos, verificando-se decréscimo entre os ecossistemas da seguinte ordem: manguezal > restinga > floresta, obtendo-se as seguintes médias 4,4, 4,3 e 3,9, respectivamente (Figura 17A). O pH dos solos decresceu ($p < 0,05$) em média 3% do inverno para o verão, porém, somente foi observada variação nos solos de restinga e floresta com redução de 1 e 5%, respectivamente.

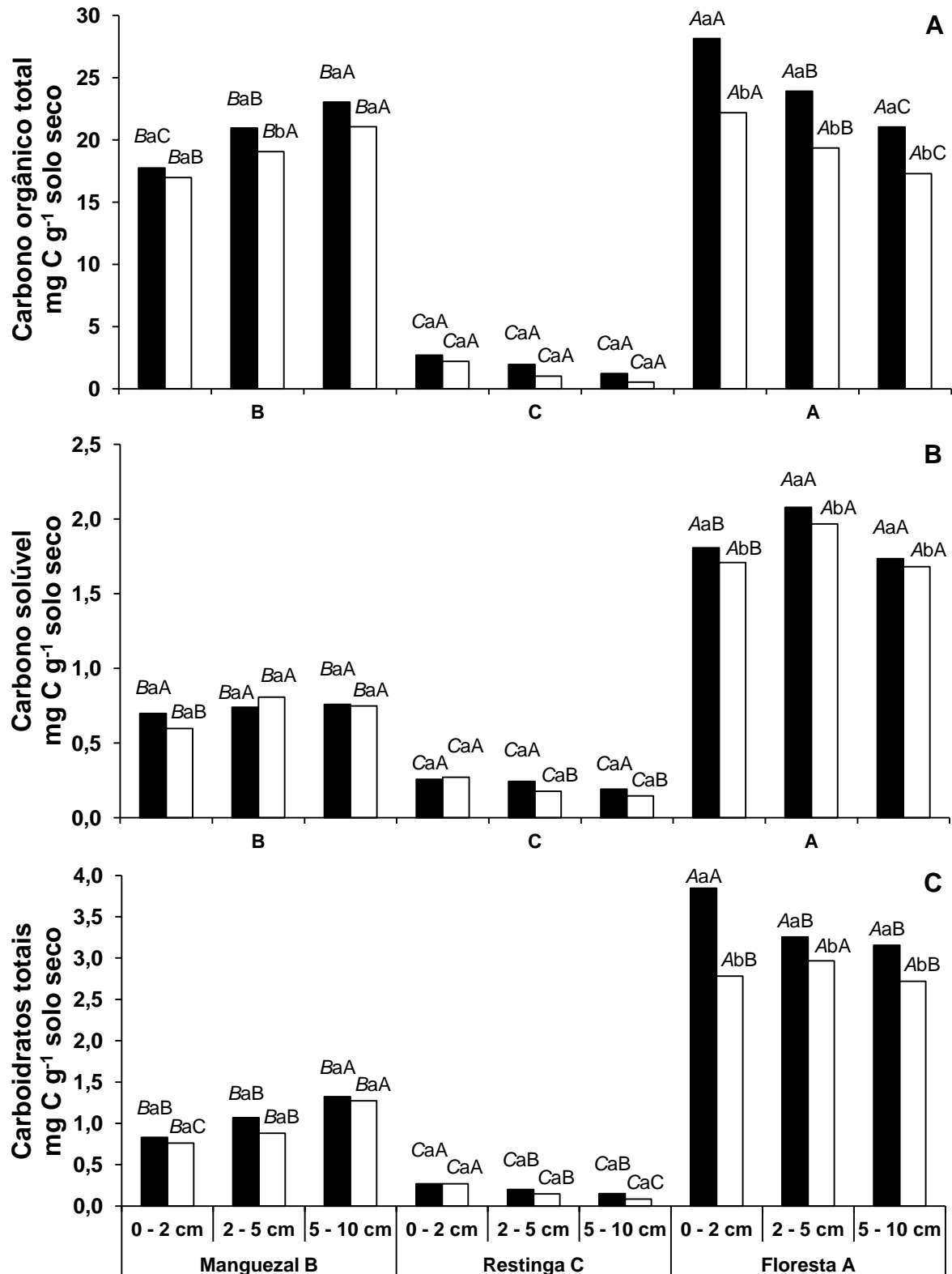


Figura 16. Carbono orgânico total (A), carbono solúvel (B) e carboidratos totais (C) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observados no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Os valores de pH decresceram na seguinte sequência 4,3, 4,1 e 4,1 com o aumento da profundidade, porém diferença significativa apenas foi encontrada entre a profundidade 0 – 2 cm (Tabela 24, página 130).

Tendência semelhante ao pH foi verificada com a salinidade do solo, verificando-se variações de 9,9 a 13 no solo de manguezal, de 0,06 a 0,11 no de floresta e de 0,01 a 0,03 mS cm⁻¹ no de restinga (Figura 17B). Esses resultados evidenciam um decréscimo ($p < 0,05$) generalizado do pH como segue: manguezal > floresta > restinga (Figura 17B), obtendo-se as seguintes médias 11,1, 0,1 e 0,02 mS cm⁻¹, respectivamente (Tabela 25, página 130). A salinidade do solo diminuiu em 19% do inverno para o verão, exceto na profundidade de 2 – 5 cm, no solo sob floresta. Em relação às profundidades, redução de ($p < 0,05$) 7% da camada 0 - 2 cm para a de 2 - 5 cm e 5 - 10 cm foi verificado (Tabela 25, página 130). Contudo, nenhuma variação significativa foi observada no solo de manguezal; nos solos de restinga e floresta, a redução da salinidade foi observada com o aumento da profundidade do solo.

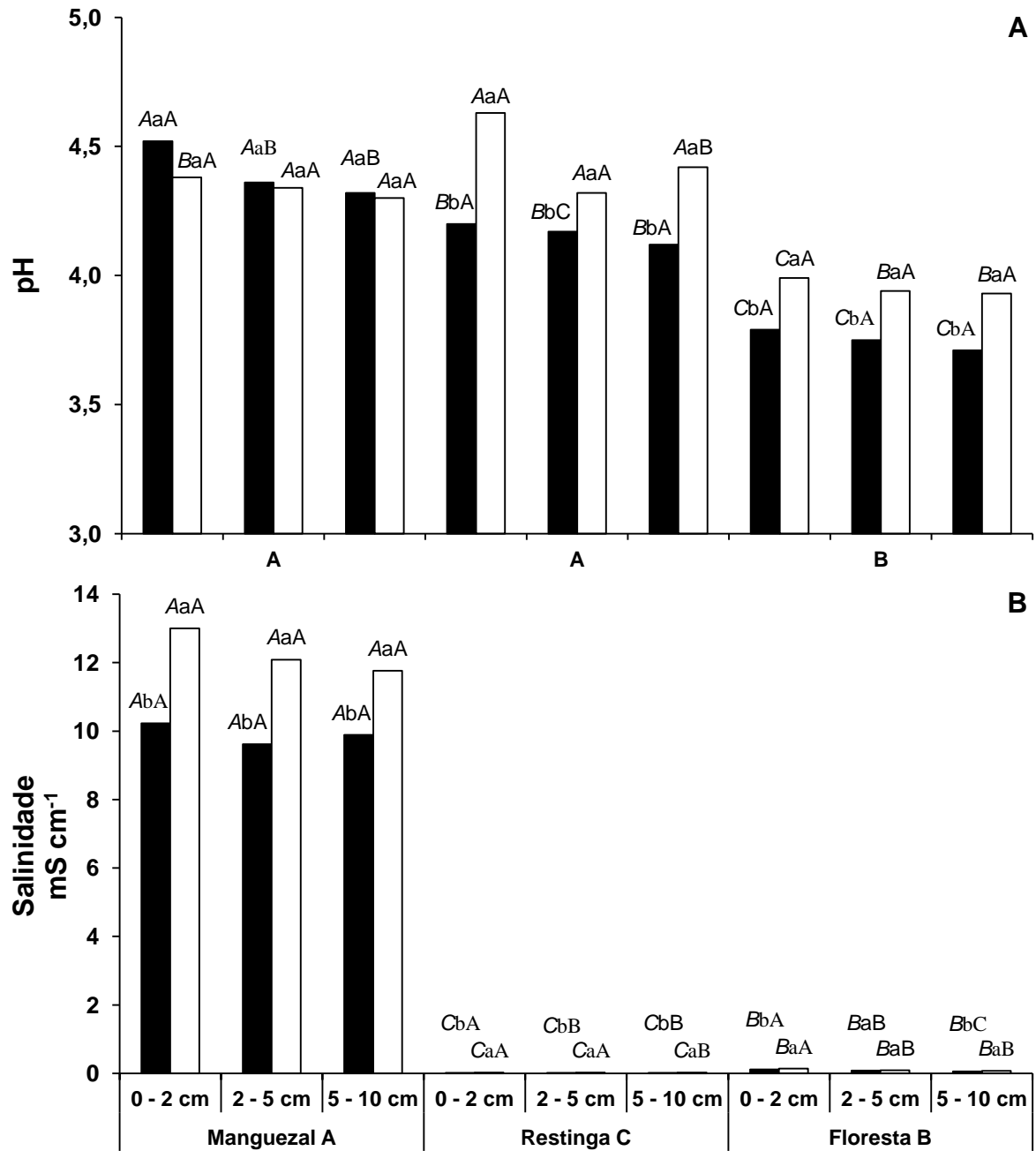


Figura 17. pH (A) e salinidade (B) dos solos de manguezal, restinga e floresta, observados no verão (■) e inverno (□). Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

5. DISCUSSÃO

5.1 Efeito dos ecossistemas sobre as populações de micro-organismos

Esta pesquisa mostrou que as contagens microbianas variaram sob a influência dos ecossistemas estudados, com predominância das populações de micro-organismos no solo de floresta em relação aos de manguezal e de restinga. Os resultados sugerem que essa diferenciação nas contagens pode ser atribuída tanto às características próprias dos três ecossistemas como solo e vegetação como ao ambiente em que se encontram, inclusive sob a influência marítima como nos manguezais. A variação da comunidade microbiana do solo sob floresta em função de fatores sazonais, físicos e físico-químicos foi também relatada por Jung et al. (2012). Portanto, as características físico-químicas dos solos podem ter concorrido marcadamente para as diferenças das contagens observadas nesta pesquisa. O solo de manguezal estudado apresentou maior fertilidade do que o da floresta, porém a alta salinidade pode ter restringido o crescimento das populações microbianas.

Os solos estudados podem ser considerados fortemente ácidos, tendo o pH variado em média de 4,1 a 4,6. A variação do pH foi similar a outros resultados relatados de 3,1 a 5,5 em solos de manguezal (EFFIONG e AYOLAGHA, 2010), 3,7 a 4,7 em restinga (GOMES et al., 2007) e 4,5 - 4,6 em floresta (VALPASSOS et al., 2007). O conteúdo de matéria orgânica dos solos sob restinga, manguezal e floresta foi em média de 4,3, 32,7 e 41,0 g kg⁻¹, sendo classificados de muito baixo, médio e alto, respectivamente (RIBEIRO et al., 1999). Resultados de pesquisas têm mostrado que o conteúdo de matéria orgânica desses ecossistemas variou bastante com a localidade, porém geralmente foi de médio a alto. Em solo de manguezal da China foram encontrados valores de 23,8 a 102,8 g kg⁻¹ (ZHANG et al., 2009) e do Brasil de 82,0 a 185,6 g kg⁻¹ (PRADA-GAMERO et al., 2004). Em manguezal da Índia, foram encontrados teores de 2,9 a 25,6 g kg⁻¹ (SARAVANAKUMAR et al., 2009). Em solos brasileiros, têm sido constatadas variações de 7,7 a 56,9 g kg⁻¹ em restinga (OLIVEIRA et al., 2010) e na Mata Atlântica de 26,8 g kg⁻¹ (BARRETO et al., 2006). Estas características, juntamente com a atividade biológica das espécies

vegetais em cobertura podem controlar a composição e a atividade das comunidades microbianas, determinando suas condições de sobrevivência e crescimento (AGNELLI et al., 2004).

Além das características dos solos, os ecossistemas estudados apresentam diferenças na quantidade de serapilheira que podem influir diferenças nas contagens microbianas observadas entre os solos (LEFF et al., 2011). As florestas são reconhecidamente um dos ecossistemas mais produtivos do mundo, provendo grande quantidade de matéria orgânica, oriunda da maior formação de serapilheira, sendo responsável pela retenção de grandes quantidades de compostos e fonte importante de retorno de nutrientes para o solo (SILVEIRA et al., 2007). Os manguezais, apesar de abrigarem poucas espécies arbóreas, produzem diariamente grande quantidade de serapilheira (MUKHERJEE et al., 2012), contudo, boa parte desta é levada pela ação das marés, que também influenciam o alto conteúdo de umidade do solo. As restingas são caracterizadas por formar fina camada de serapilheira (MARTINS et al., 2008).

No ambiente sujeito à influência das correntes marítimas como nos manguezais a presença de bactérias pode garantir a ciclagem de nutrientes e, portanto, maior sustentabilidade em condições extremas. Portanto, a quantificação desses grupos de bactérias pode dar ideia das transformações nos solos estudados. As bactérias Gram-positivas e dentre estas o gênero *Bacillus* foi o grupo predominante em manguezal de Suva, nas Ilhas Fiji devido à sua característica de formar endósporos (KUMAR et al., 2007) e, portanto, maior sustentabilidade dos ecossistemas em condições extremas. As bactérias Gram-negativas realizam no solo tanto a decomposição de substâncias orgânicas como participam das transformações de compostos químicos nitrogenados e nesta particularidade tem sido incluídas as bactérias nitrificantes, desnitrificantes e fixadoras do N₂ atmosférico (MISHRA et al., 2012). As populações de bactérias totais, esporuladas e Gram-negativas do solo de manguezal foram menores do que às encontradas no solo de floresta e maiores do que a do solo de restinga. O número de bactérias totais do solo de manguezal estudado foi similar ao relatado em manguezal de Marambaia, Brasil de $2,0 \times 10^7$ g solo seco (MACIEL-SOUZA et al., 2006) e maior ao encontrado em manguezal de Suva, Ilhas Fiji de 1,07 a $1,35 \times 10^4$ g solo seco (KUMAR et al., 2007).

Contudo, diferentemente das contagens de bactérias totais, a frequência de bactérias esporuladas e Gram-negativas foi menor do que a encontrada em manguezal de Odisha, na Índia de 11 a $21,7 \times 10^5$ e de 44 a 175×10^5 UFC g solo seco, respectivamente (MISHRA et al., 2012).

Os resultados obtidos em manguezal do sul da China mostraram que a frequência de actinobactérias e fungos foi menor que o das bactérias totais (LU et al., 2008). No presente estudo, verificou-se resposta semelhante com diminuição drástica do número de actinobactérias e fungos correspondendo a menos de 0,2% do total de bactérias. Da mesma forma, nos solos sob restinga e floresta também as contagens foram menores que 0,6%, respectivamente. Grandes variações nas contagens de actinobactérias têm sido verificadas dependendo do ecossistema estudado. Assim, em manguezal de Tamil Nadu, na Índia, o número de UFC variou de 2 a 19×10^6 g solo seco (RAVIKUMAR e SUGANTHI, 2011). Esses resultados podem ser considerados bastantes altos quando comparados com as contagens dos solos de manguezal e restinga, porém, os resultados de floresta foram semelhantes aos obtidos em floresta de coníferas de Kashmir, no Himalaia de 7,8 a $9,1 \times 10^4$ g solo seco (JEHANGIR et al., 2012).

A frequência de fungos foi bastante restringida no solo de manguezal quando comparada ao de floresta ou com os resultados encontrados em manguezal de Suva, nas Ilhas Fiji, de 0,3 a 6×10^3 g (KUMAR et al., 2007) e de restinga de 4,6 a 90×10^3 g solo seco (FRAGA et al., 2010). Esse resultado é intrigante porque a composição química do solo de manguezal e o teor de umidade foram superiores aos encontrados nos outros solos. Provavelmente isso foi resultante da inundação com água salina do mar (OLIVEIRA et al., 2010) restringindo o crescimento dos os fungos.

A mineralização do nitrogênio ocorre no solo através de várias reações químicas realizadas por bactérias amonificantes e nitrificantes que catalisam a produção de NH_4^+ de compostos orgânicos nitrogenados e a oxidação do amônio produzindo nitrato, respectivamente (SHER et al., 2012). Nossos resultados mostraram que a abundância das bactérias nitrificantes no solo de mangue foi menor do que o de floresta, porém foi 17,5 vezes maior ao de restinga mostrando a importância dessas bactérias em solo de manguezal (DAS et al., 2012).

5.2 Efeito dos ecossistemas sobre as atividades metabólicas dos isolados microbianos

Os micro-organismos produzem e secretam enzimas e metabólitos no ambiente a fim de obter nutrientes para seu crescimento. Proporcionam dessa forma a decomposição da matéria orgânica e a ciclagem de nutrientes do solo. O uso de meios de cultura sólidos, como os utilizados neste estudo, permite a detecção de enzimas específicas e metabólitos e a triagem rápida e diferenciação de grandes populações de micro-organismos (ALVES et al., 2002). Poucos estudos têm sido conduzidos para conhecer a atividade metabólica dos micro-organismos de manguezal em comparação com outros ecossistemas.

O conhecimento da atividade dos micro-organismos em ambiente sujeito à influência marítima como é o manguezal torna-se bastante relevante. Do total de bactérias isoladas, 58 a 93% mostraram atividade metabólica no verão e 95 a 98% no inverno e dos fungos 93 a 97% e 90 a 95%, respectivamente (dados não incluídos). Estes resultados mostram que número expressivo de micro-organismos realizam transformações que possibilitam a sustentabilidade dos ecossistemas estudados. Além do mais, os isolados bacterianos e fúngicos apresentaram 1, 2 ou até 3 atividades metabólicas.

Poucos grupos de micro-organismos parecem ser aptos a degradar o amido, sendo o mais importante composto orgânico de reserva das plantas. As enzimas amilolíticas atuam na quebra das ligações glicosídicas presentes nas cadeias de amilose e amilopectina (RONDÁN-SANABRIA et al., 2012). As proporções encontradas dos isolados amilolíticos foram de 15 a 25% das bactérias e de 12 a 17% dos fungos. Não foi encontrada muita diferenciação entre o número de isolados dos diferentes solos estudados e da estação climática.

O fósforo tem sido bem estudado, provavelmente porque é um dos elementos mais limitantes no manguezal (REEF et al., 2010), sendo que apenas 0,1% do P total do solo está disponível às plantas. Os mecanismos que os micro-organismos utilizam para obter P envolvem a síntese e secreção de fosfatases e a solubilização de P inorgânico. As fosfatases são o grupo de hidrolases que catalisam a liberação de fosfato de ésteres e anidridos do ácido fosfórico (OLSSON et al., 2011). A

porcentagem de bactérias com atividade da fosfatase ácida variou de 55 a 83% e a de fungos de 88 a 95%. Em solo submetido a diferentes sistemas de adubação verificou-se que 58% das bactérias e 85% dos fungos apresentaram atividade da fosfatase ácida (NAHAS, 2002). Portanto, a alta porcentagem de micro-organismos produtores de fosfatase ácida encontrada neste estudo sugere que o conteúdo de P foi bastante limitante nos solos estudados estimulando a secreção dessa enzima.

A maioria dos fosfatos inorgânicos em solos ácidos como o fosfato de cálcio, empregado neste estudo, são sais de ferro ou alumínio. Portanto, a presença de micro-organismos solubilizadores de fosfato inorgânico é importante por disponibilizar fosfato para as plantas. Nossos resultados mostraram que a atividade solubilizadora de P inorgânico foi detectada em 10 a 15% das bactérias e 17 a 33% dos fungos. Esta frequência é comparável à encontrada em solos do Iran com bactérias (4 a 88%) e fungos (10 a 15%) solubilizadores de fosfato (NOSRATABAD et al., 2003).

5.3 Efeito dos ecossistemas sobre as atividades microbianas dos solos

A ciclagem de nutrientes do solo tem influência dominante sobre a nutrição mineral das plantas e é um componente vital da dinâmica ecológica das florestas (SHAW e DeFOREST, 2013). A atividade detectada no solo é, em geral, resultante do crescimento microbiano e constitui evidência das transformações dos compostos orgânicos e inorgânicos do solo. Todas as atividades abordadas neste estudo, implicadas nos ciclos do C, N e P, isto é, as atividades respiratória, amonificante, nitrificante e solubilizadora e das enzimas desidrogenase, protease, urease e fosfatase foram estimuladas no solo de floresta. Provavelmente, esses resultados foram consequência do crescimento microbiano, também evidenciado no solo de floresta.

As propriedades biológicas e bioquímicas, como o número de micro-organismos e a atividades microbianas, podem alterar-se sob o impacto de diferentes vegetações e solos. A atividade respiratória observada nos solos de manguezal e de floresta sugere que foi mais acentuada quando comparada com os resultados obtidos por Carvalho, Moreira e Cardoso (2009) que relataram fluxo de

CO₂ em floresta nativa do Pantanal sul-mato-grossense de 21 a 22 µg C-CO₂ g⁻¹ solo seco dia e por Sánchez-Arias, Paolini e Rodríguez (2010) que encontraram valores correspondentes a 11,2 a 31,9 mg C-CO₂ kg⁻¹ solo seco dia em manguezal na Ilha Margarita, na Venezuela.

A atividade da desidrogenase variou de 5,9 a 50,2 µg trifetil formazan (TFF) g⁻¹ solo seco e decresceu nos solos estudados da seguinte forma, floresta > manguezal > restinga. Não foram encontrados resultados na literatura em solos de restinga, mas a atividade encontrada neste estudo foi menor que a relatada em dunas da Mongólia, na China entre 2,3 a 15,7 µg de TFF g⁻¹ solo seco (CAO et al. 2011). A baixa fertilidade do solo de restinga acarretando menor crescimento microbiano pode ter conduzido a esses resultados. Resultados contrastantes aos obtidos neste estudo foram relatados em solos de manguezal e floresta. Sánchez-Arias, Paolini e Rodríguez (2010) observaram atividade da desidrogenase em manguezal da Venezuela, variando de 361,6 a 1.261,5 µg TFF g⁻¹ solo seco, estando os resultados deste estudo muito abaixo desses limites. Vasconcelos et al. (2013) encontraram valores da atividade da desidrogenase em solos sob fragmentos florestais nativos do estado de São Paulo, oscilando de 4,0 a 25,7 µg TFF g⁻¹ solo seco, esses resultados foram menores que os encontrados no solo de floresta neste estudo.

O aumento da atividade respiratória e da desidrogenase pode ser resultante do crescimento microbiano influenciado pelo conteúdo de umidade e atributos relacionados ao ciclo do C, como os conteúdos de matéria orgânica, carbono orgânico, carbono solúvel e carboidratos que diminuíram do solo de floresta para o de manguezal e deste para o de restinga. Não foi possível verificar essas evidências na literatura, porém alguns resultados foram consistentes com os obtidos em diversos estudos. Assim, em restinga de Marambaia, RJ, foram encontrados valores de carbono orgânico, entre 1,2 a 2,9% (MONDINO et al., 2011) inferiores aos relatados em manguezal (189,0 a 227,0 g C kg⁻¹) da Venezuela (SÁNCHEZ-ARIAS; PAOLINI; RODRÍGUEZ, 2010). No solo de floresta foram encontradas quantidades de C orgânico solúvel dentro dos limites verificados por Wiesmeier et al. (2013) em solos de florestas de clima temperado na Bavária, Alemanha, entre 2,7 a 425,0 mg C g⁻¹. O teor de carboidratos encontrado neste estudo foi superior ao relatado em solo

com eucalipto e Mata Atlântica, no litoral norte do Espírito Santo, de 399,2 a 560,0 g C kg⁻¹ (PEGORARO et al., 2013), e em Latossolo Vermelho eutrófico sob diferentes culturas de inverno, de 1.295 a 1.550 µg C g⁻¹ solo seco (CORDEIRO; CORÁ; NAHAS, 2012).

Atributos como as atividades amonificante, nitrificante, proteolítica e da urease têm sido utilizados para indicar transformações relacionadas ao ciclo do N. Vários autores relataram que essas atividades podem variar com as características do solo (GARCIA; NAHAS, 2007; OKUMURA; MARIANO, 2012; QIAN et al., 2010; PUPIN; NAHAS, 20011). Neste estudo, a atividade amonificante, nitrificante, e da enzima urease e protease foram mais estimuladas no solo de floresta e diminuíram significativamente do solo de manguezal para o de restinga.

Atividades enzimáticas têm sido relacionadas à cobertura vegetal e em adição às características químicas do solo (GONNETY et al., 2012). Porém, conforme relatos da literatura, as atividades enzimáticas tendem a decrescer no solo de floresta quando comparada ao de manguezal, ao contrário dos resultados obtidos neste estudo. Enquanto em solo sob fragmentos florestais, a atividade da urease variou de 83,2 a 220,1 µg N-NH₄⁺ g⁻¹ solo seco (VASCONSELOS et al., 2013) e de 6,1 a 48,7 µg N-NH₄⁺ g⁻¹ solo seco em solo sob floresta de *Araucaria angustifolia* (CARVALHO et al., 2012). Em solo sob manguezal, variou de 24,4 a 45,1 µg N-NH₄⁺ g⁻¹ solo seco como a da protease de 341,2 a 494,1 µg tirosina g⁻¹ solo seco (SÁNCHEZ-ARIAS; PAOLINI; RODRÍGUEZ, 2010). Em solo sob dunas no nordeste da China, Zhang et al. (2013) encontraram de 32,8 a 156,7 mg N-NH₄⁺ kg⁻¹ solo seco na atividade da urease e de 17,7 a 76,4 mg tirosina kg⁻¹ solo seco na protease.

A atividade nitrificante tem sido relacionada ao conteúdo de matéria orgânica do solo (GARCIA; NAHAS, 2007). Em acordo, foi verificado estímulo decrescente das atividades amonificante e nitrificante nos solos como segue: floresta > manguezal > restinga, acompanhando os resultados com os conteúdos de matéria orgânica dos solos dos diversos ecossistemas estudados. Em solo sob floresta, Carmo et al. (2005) observaram valores médios de 4,83 µg N-NH₄⁺ g⁻¹ solo seco e 4,21 µg N-NO₃⁻ g⁻¹ solo seco, valores muito abaixo dos encontrados neste estudo. Em floresta de clima temperado na China, Chen et al. (2012) encontraram de 14 a 45 mg N-NH₄⁺ kg⁻¹ solo seco e de 1,6 a 11,1 mg N-NO₃⁻ kg⁻¹ solo seco. Rivera-

Monroy e Twiley (1996) encontraram de 6,2 a 60,6 $\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco e de 0,2 a 15,6 $\mu\text{g N-NO}_3^- \text{g}^{-1}$ solo seco, em sedimentos de manguezal, no México.

Segundo Souza-Júnior et al. (2012) os teores de P como o P total e o P disponível dependem das características químicas e físicas do solo, da sua atividade biológica e da vegetação predominante, entre outras. Fósforo (P) é muitas vezes um nutriente limitante para o crescimento de plantas em florestas tropicais e subtropicais. Embora, em geral, o conteúdo de P total dos solos seja alto, ocorre deficiência de fosfato solúvel para as plantas (HUANG et al., 2011). Porém, diferentes micro-organismos têm a habilidade de solubilizar compostos orgânicos ou inorgânicos de P (PUPIN; NAHAS, 2011). Nos solos estudados, foi medida a atividade solubilizadora de fosfato inorgânico na forma de fluorapatita e de P orgânico pela enzima fosfatase ácida. Contudo, tanto a atividade da fosfatase ácida como a atividade solubilizadora encontrada no solo sob floresta decresceram para o de restinga e deste para o de manguezal. Ambas as atividades, da fosfatase ácida e solubilizadora de fosfato encontradas no solo sob restinga em relação ao de manguezal, não eram esperadas. A matéria orgânica do solo constitui fonte de C e energia para o crescimento dos micro-organismos e pode propiciar maior fonte de P orgânico para a atividade da fosfatase. Porém, os conteúdos de matéria orgânica foram maiores no solo sob manguezal do que de restinga. No solo sob restinga foi observada maior população de fungos do que o de manguezal, contudo não constitui argumento suficiente para justificar os resultados encontrados.

Relatos da literatura mostraram que a atividade da fosfatase ácida foi sensível à cobertura vegetal e ao tipo de solo. Enquanto a atividade desta enzima variou de 253,5 a 327,0 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco em solos de floresta do norte da Índia (SINGH; SINGH; SINGH, 2012) em consequência de diferentes coberturas vegetais, e de 499 a 1829 $\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco de dunas do nordeste de Taiwan (CHANG et al., 2011), Sánchez-Ariaz, Paolini e Rodriguez (2010) observaram atividade de 240,1 a 467,0 $\mu\text{g de pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1} em manguezal na Ilha Margarita, Venezuela, resultados semelhantes aos encontrados no presente trabalho. Portanto, as variações encontradas da atividade da fosfatase ácida em neste estudo, podem ter sido consequência do efeito dos diferentes ecossistemas. Essa resposta pode ter sido consequência da maior quantidade de resíduos depositados no solo e do conteúdo

de P orgânico como verificado em Latossolos Vermelhos cultivados e sob floresta (TIECHER et al., 2012).

Além da influência do conteúdo de P orgânico, a atividade da fosfatase tem sido relacionada ao conteúdo de P solúvel. Nos solos estudados, o conteúdo de P solúvel variou de 31,1 a 94,04 P $\mu\text{g g}^{-1}$ do solo de floresta, mas não foi detectado nos demais solos (OLIVEIRA; CARVALHO, 2011). Estudos mostraram que a expressão da enzima é favorecida em solos com baixa disponibilidade de P às plantas e aos micro-organismos e pode ser inibida por altas concentrações de fosfato inorgânico no solo (NANNIPIERI et al., 1979; TRANNIN et al., 2007). Portanto, não deve ter havido inibição da síntese e secreção dessa enzima nos solos estudados e os resultados encontrados devem ter sido influenciados pelas características de cada ecossistema estudado.

A atividade solubilizadora de fosfato, determinada neste estudo, mediu a capacidade dos micro-organismos de solubilizar fluorapatita. Inúmeros estudos abordaram a habilidade de micro-organismos selecionados para solubilizar fosfatos inorgânicos (FENICE et al., 2000; VASSILEV et al., 2001; KATIYAR; KATIYAR; GOEL, 2003) contudo, a capacidade microbiana de solubilizar fosfatos de rocha, nos termos deste estudo, não tem sido considerada na literatura consultada. Porém, expressivo número de bactérias ($1,0$ a $2,6 \times 10^5 \text{ g}^{-1}$ solo seco) e de fungos ($8,1$ a $57,9 \times 10^3 \text{ g}^{-1}$ solo seco) foram encontrados em diferentes pastos, correspondendo, respectivamente, a 7 % do total de bactérias e de 8 a 58 % do total de fungos (NAHAS et al., 1994) o que demonstra alta capacidade de solubilização no solo. Em solo sob pastagem, Garcia (2007) encontrou de 4,5 a 31,0 $\mu\text{g PO}_4 \text{ g}^{-1}$ solo seco, estudando a solubilização de fosfato em solo cultivado com cana-de-açúcar, Pupin e Nahas (2011), observaram valores de 0,62 a 1,35 $\mu\text{g PO}_4 \text{ g}^{-1}$ solo seco.

5.1.4 Efeito sazonal

A manutenção de um ecossistema depende da qualidade físico-química do solo e de sua interação com as comunidades bióticas que atuam em diferentes escalas temporais e espaciais na ciclagem da matéria orgânica proporcionando, portanto, os nutrientes necessários para este sistema (OLIVEIRA et al., 2010). Nos

diferentes ecossistemas florestais, o maior fornecimento de resíduos passíveis de decomposição provém da matéria orgânica que se acumula sazonalmente na superfície do solo, a serapilheira, e as raízes mortas das plantas (NUNES; PINTO, 2012).

As variações climáticas têm sido consideradas fatores determinantes da frequência das populações microbianas dos solos (OLLER COSTA et al., 2012). Essas variações estão diretamente ligadas ao regime hídrico e ao clima da região, à estrutura e ao manejo do solo, e ao teor e à qualidade dos resíduos vegetais aportados (ROGERS; TATE, 2001; TIEDJE et al., 2001).

Enquanto o maior crescimento populacional das bactérias foi observado no verão com maior temperatura do ar e quantidade de chuvas que o inverno em todos os ecossistemas desse estudo, a população de fungos foi inexplicavelmente ao contrário. As diferentes condições climáticas ocasionadas pelas estações do ano alteram as relações que ocorrem entre o solo e a cobertura vegetal, especialmente nas regiões subtropicais, e conseqüentemente o crescimento dos micro-organismos no solo. No verão, a umidade e as temperaturas altas, sem grandes oscilações, podem ter contribuído para o aumento da densidade populacional das bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, nitrificantes, desnitrificantes e actinobactérias. O inverno quente e seco, com temperaturas noturnas mais baixas, pode ter favorecido o aumento das contagens dos fungos. A baixa temperatura, tanto do solo como da atmosfera, e as condições de umidade do solo durante o inverno, podem influenciar as respostas da comunidade microbiana do solo (RODRIGUES et al., 2011). Pode-se admitir que essa resposta seja decorrente tanto da variação da temperatura como da quantidade de chuvas entre as estações do ano em concordância aos resultados verificados por vários autores (BAHIG et al., 2008; WEEDON et al., 2012). O clima quente e úmido favorece o crescimento microbiano e, conseqüentemente, a decomposição da matéria orgânica do solo e da serapilheira (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

O maior crescimento populacional bacteriano foi observado na época chuvosa, em floresta tropical úmida (RODRIGUES et al., 2011). Tal resultado corrobora com o estudo de Sales et al. (2008), que também compararam a quantidade de UFC de bactérias em diferentes períodos sazonais (seco e chuvoso)

e encontraram um número maior de UFC no período chuvoso. Desse modo, comprova-se que as diferentes condições climáticas tem participação fundamental no desenvolvimento bacteriano no solo, provavelmente por gerar um micro-ambiente favorável a esses micro-organismos. Neste sentido, Kennedy e Gewin (1997) dizem que condições ideais de temperatura, umidade e natureza do material em decomposição, favorecem a formação de material rico em proteína (material básico para o desenvolvimento de bactérias), induzindo a dominância deste tipo microbiano. Em termos quantitativos, comparando as populações de fungos e bactérias, ficou evidenciado que fungos desenvolveram-se melhor na época seca, principalmente em níveis superficiais do solo e bactérias tem sua população mais significativa no período chuvoso. Estes resultados são semelhantes aos encontrados por Ruivo et al. (2002) e Amarantes et al. (2010), que compararam populações de fungos e bactérias em áreas de Latossolo e Terra Preta Arqueológica na Amazônia.

Conforme Cattelan e Vidor (1990) e Souto et al. (2008), as diferentes condições climáticas ocasionadas pelas estações do ano alteram as relações que ocorrem entre o solo e a cobertura vegetal, especialmente nas regiões subtropicais, sendo assim, a atividade microbiana do solo também apresentará flutuação intra-anual, principalmente nos primeiros centímetros onde a umidade e a temperatura são mais sensíveis. Todavia, analisando o comportamento fúngico, percebe-se que esta relação de dependência não se estabelece plenamente, pois pode ser influenciada pelas condições controladas de exclusão de água no solo neste sítio, deduzindo que a população bacteriana parece ser mais sensível às variações de temperatura com a profundidade do solo.

Contudo, como o conteúdo de umidade foi maior e permaneceu invariável no solo de manguezal, a frequência de bactérias Gram-negativas e actinobactérias não variou entre as duas estações do ano. Estudos anteriores demonstraram uma variação sazonal nos processos de decomposição microbiana em solos florestais estando relacionado com uma mudança sazonal na disponibilidade de substratos e uma variação sazonal da temperatura e umidade do solo (KORANDA et al., 2013). Diversos autores têm demonstrado que a variação da população microbiana tem influenciado a atividade microbiana e enzimática do solo (RIGOBELLO; NAHAS,

2004; KHAN et al., 2007; MOHAMMADI, 2011). Neste estudo, todas as atividades estudadas foram aumentadas no verão em relação ao inverno.

Para Vargas e Scholles (2000) os micro-organismos são muito sensíveis e podem ser influenciados pelos fatores bióticos e abióticos. Segundo Santos e Camargo (1999), dentre as variáveis climáticas, a precipitação pluvial e a temperatura são as que exercem maior influência. Peña et al. (2005) utilizando a respiração microbiana como indicadora de qualidade do solo em ecossistema florestal, não encontraram variações na atividade microbiana ao longo das estações do ano. Segundo os autores, a avaliação da produção de CO₂ em laboratório dificulta a avaliação do efeito sazonal, pois no procedimento analítico, a temperatura é mantida constante. Segundo Fortes Neto et al. (2007), quando a respiração microbiana é determinada em amostras de solo coletadas no campo, situação verificada no presente estudo, essas amostras estão sob influência das condições climáticas do momento da coleta, o que poderá proporcionar acentuadas variações nos resultados.

No solo de floresta foram observados os maiores valores para as atividades enzimáticas, dentre os outros solos avaliados. Portanto pode-se inferir, com base nos resultados obtidos neste estudo, que a atividade da desidrogenase, protease, fosfatase ácida e da urease resultou do crescimento microbiano. Essa resposta tem sido verificada por vários autores (QIAN et al., 2010; HARDIE et al., 2011; OYONARTE et al., 2012; WEEDON et al., 2012), corroborando os resultados da presente investigação. Em áreas florestais, no estado do Rio de Janeiro, o potencial enzimático da arilsulfatase variou de 13,2 a 92,4 $\mu\text{g pNP g}^{-1}$ solo seco h^{-1} , sendo mais baixas no inverno do que no verão (SILVA et al. (2012), concordando com o que aconteceu nos três ecossistemas estudados no presente estudo. A oferta de maior quantidade e, principalmente, de diversidade de substratos potencialmente mineralizáveis na floresta deve ter favorecido os micro-organismos (BANDICK; DICK, 1999).

O aumento da atividade da desidrogenase durante as diferentes estações do ano tem sido relacionado ao aumento no conteúdo de umidade do solo e ao crescimento da população microbiana (QUILCHANO; MARANÓN, 2002; RALTE et al., 2005). Wick et al. (2002), avaliando as variações temporais de indicadores

microbiológicos e bioquímicos em diferentes solos na Nigéria, constataram que a atividade da protease flutuou acentuadamente durante o curso do ano e exibiu pronunciada diferença entre as estações.

5.1.5 Efeito da profundidade do solo

Ficou evidenciado neste estudo a influência dos ecossistemas, da estação climática e da profundidade do solo nas variáveis estudadas. A influência dos diferentes ecossistemas e estações climáticas foi avaliada sobre as variáveis biológicas e químicas, medidas nas profundidades do solo de 0 – 2 cm, 2 – 5 cm e 5 – 10 cm.

Em geral, maiores contagens das populações de micro-organismos foram encontradas na camada superficial em relação às camadas mais profundas dos solos, com exceção da população de bactérias desnitrificantes cujas contagens aumentaram com a profundidade do solo. Segundo Krishna, Varghese e Hatha (2012) é de se esperar que o número de UFC varie com a profundidade de amostragem devido à menor exposição à luz solar e com a diminuição do conteúdo de matéria orgânica nas camadas inferiores do solo. As bactérias desnitrificantes catalisam a transformação do nitrato do solo, via nitrito, nos gases NO, N₂O e N₂ que são perdidos na atmosfera em condições anaeróbias e na presença de matéria orgânica como fonte de energia (BÁRTA et al., 2010). Este fato permite inferir que em ambiente natural, a maioria das bactérias existentes no solo são do tipo aeróbias, isto é, se proliferam melhor em ambiente onde há maior disponibilidade de oxigênio. O desenvolvimento de bactérias anaeróbias é maior e tendem a migrar para níveis mais profundos onde há mais umidade no solo (RODRIGUES et al., 2011). Em estudo realizado no Pará com uma floresta tropical úmida, as populações de bactérias totais e esporuladas e dos fungos diminuíram com o aumento da profundidade, em diferentes estações climáticas (RODRIGUES et al., 2011). Nos trabalhos realizados por Martinez e Ramirez (1978) e Goberna et al. (2005) a quantidade de UFC de fungos também declinou conforme o aumento da profundidade do solo. Tal comportamento pode ser justificado pela forte relação que existe entre os micro-organismos e a concentração de nutrientes e matéria orgânica

do solo. Em relação a isto, este estudo evidenciou que a variação da população de bactérias totais, esporuladas e Gram-negativas, diminuem à medida que a profundidade aumenta, nos solos de floresta, manguezal e restinga.

Enquanto que as atividades das enzimas desidrogenase, urease, protease e fosfatase ácida diminuíram significativamente com o aumento da profundidade dos solos estudados, a atividade respiratória seguiu a mesma tendência, porém, no solo de restinga, o conteúdo de C-CO₂, foi maior nas camadas mais profundas, onde o seu conteúdo de umidade foi maior. Segundo Silva et al. (2010), o estresse hídrico afeta profundamente a atividade microbiana do solo, por outro lado, a respiração microbiana é influenciada pela temperatura, umidade e disponibilidade de nutrientes do solo, reduzindo assim, a respiração microbiana com o aumento da profundidade (ARAÚJO; GOEDERT; LACERDA, 2007). A superfície do solo apresenta maior oferta de matéria orgânica e resíduos vegetais, ricos em nutrientes. De acordo com Cao et al. (2011) e Sardans e Peñuelas (2005), a maior concentração de nutrientes e incorporação destes no solo, bem como a melhor aeração proporciona uma maior atividade enzimática na superfície, em relação as camadas mais profundas.

O efeito da profundidade do solo observado neste estudo está de acordo com o encontrado por Gréggio e Nahas (2007), que relataram maior atividade da desidrogenase na camada de 0 – 2 cm em relação à de 10 – 12 cm, em dois fragmentos florestais. Similarmente, Ralte et al. (2005) observaram que a atividade desta enzima diminuiu significativamente da superfície para a profundidade de 10 - 20 cm atribuindo essa redução à maior aeração, acúmulo de nutrientes e de biomassa microbiana. Pal, Panwar e Bhardwaj (2013) verificaram uma redução de 20% na atividade da desidrogenase e de 22% na atividade da fosfatase ácida, da camada 0 – 15 cm para a camada de 45 – 50 cm em solo sob floresta, na Índia. Segundo Badalucco et al. (1997), teores mais elevados de matéria orgânica e os escudados radiculares podem favorecer a atividade microbiana e, conseqüentemente, aumentar a atividade de proteases na camada superficial do solo. Cao et al. (2008) estudando solos de dunas, na China, observou uma redução da atividade da urease, protease, fosfatase e desidrogenase com o aumento da profundidade do solo, atribuindo essa redução a perdas de nutrientes causada causado pela desertificação desses solos. A redução da atividade enzimática do

solo através do seu perfil foi observada em solos florestais e agrícolas, como resultado do conteúdo de nutrientes e atividades microbianas, que são maiores na camada superficial do solo do que nas camadas mais profundas (CAO et al., 2011).

Esse efeito também foi evidenciado para os números de micro-organismos deste estudo, que diferiram entre as camadas 0 – 2 cm, 2 – 5 cm e 5 - 10 cm o que sugere que as atividades encontradas sejam resposta da atuação microbiana. Além do mais, tanto os teores de umidade como de matéria orgânica dos solos estudados não variaram com a profundidade do solo, porém o conteúdo de carbono orgânico total foi maior na camada superficial do solo do que nas camadas mais profundas. Esses fatores podem ter influenciado nos resultados obtidos.

Relatos da literatura têm assinalado um decréscimo do conteúdo de carbono orgânico, com o aumento da profundidade do solo. Estudando o conteúdo de carbono orgânico em solo de cerrado, pastagem e floresta, Wendling et al. (2012) observaram um decréscimo do conteúdo de carbono orgânico da camada 0 – 10 cm para a camada de 10 – 20 cm, atribuindo essa redução do teor de carbono a camada vegetal que é intensa na superfície do solo. Pal, Panwar e Bhardwa (2013) relataram uma diminuição do conteúdo de C orgânico da camada 0 – 15 cm, para a de 45 – 60 cm, em solo de floresta, no norte do Himalaia, Índia. Da mesma forma, o carbono orgânico total, a atividade respiratória e das enzimas urease e protease diminuíram da camada 0 - 10 cm para a camada 10 - 20 cm (PAN, LIN e LIU, 2008). Esta diminuição foi devido ao efeito da cobertura vegetal sobre a estruturação do solo e do conteúdo da matéria orgânica (BRAIDA et al., 2006). Portanto, em função do maior acúmulo superficial e mineralização da matéria orgânica, a atividade microbiana tende a diminuir com a profundidade do solo (GARCIA e NAHAS, 2007). Em concordância com esses relatos foi verificado também que houve uma redução da atividade microbiana com o aumento da profundidade em todos os solos estudados.

Resultados obtidos pelos autores mostraram que a atividade amonificante e nitrificante diminuíram com a profundidade do solo em decorrência, provavelmente, dos menores conteúdos de matéria orgânica, e da umidade do solo encontrados na camada de 0 - 10 cm em relação à de 10 - 20 cm (WEI et al., 2011). Ren (2012) encontrou uma redução na mineralização do N com o aumento da profundidade do

solo devido à diminuição do conteúdo da matéria orgânica. A população de bactérias nitrificantes pode ter influenciado a atividade amonificante e nitrificante dos solos estudados. Com a adição de compostos orgânicos ao solo oriundo da matéria orgânica, à tendência de aumento nos teores de fósforo no solo pode refletir uma maior solubilização microbiana. Como a atividade amonificante e nitrificante do solo, a atividade solubilizadora de fosfato, diminui em média com o aumento da profundidade do solo. Em solos de pastagem e cultivado com cana-de-açúcar foi encontrado uma redução no teor de PO_4 , com o aumento da profundidade do solo (GARCIA, 2007; PUPIN; NAHAS, 2011).

6. CONCLUSÕES

1. As populações de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas e actinobactérias foram maiores no solo de floresta em relação ao de manguezal e deste em relação ao de restinga; a população de fungos também foi maior no solo de floresta, porém, decresceu do solo de restinga em relação ao de manguezal.

2. Os atributos relacionados ao ciclo do carbono: atividade respiratória e da desidrogenase e o conteúdo de carbono orgânico total, carbono solúvel e carboidratos totais foram maiores no solo de floresta em relação aos solos de manguezal e de restinga.

3. Os atributos relacionados ao ciclo do nitrogênio: população de bactérias nitrificantes e desnitrificantes, a atividade amonificante e nitrificante e da enzima urease e protease, foram maiores no solo de floresta, decrescendo no solo de manguezal e deste para o de restinga.

4. Os atributos relacionados ao ciclo do fósforo: pouca variação ocorreu entre o número de isolados com atividade metabólica entre os solos. A produção de fosfatase ácida foi mais frequente nos isolados de bactérias e fungos que a da amilase ou a solubilização de fosfato inorgânico. As atividades solubilizadora e da fosfatase ácida foram maiores no solo de floresta em relação ao solo de restinga e deste para o solo de manguezal.

5. A camada superficial do solo tende a acumular nutrientes e matéria orgânica que estimularam o aumento das populações e atividades microbianas. Em consequência, a diminuição da fertilidade com o aumento da profundidade do solo acarretou a diminuição das populações e de suas atividades. Ao contrário, houve aumento do número de bactérias desnitrificantes favorecidas pela ausência de O_2 .

6. O clima mais quente e úmido no verão propiciou aumento das populações microbianas e de suas atividades, exceto a população de fungos.

7. O presente estudo evidenciou que as melhores características químicas e físicas foram observadas no solo de manguezal, porém os atributos microbiológicos estudados foram menores dos que os encontrados em solo de floresta, provavelmente em decorrência da influência da alta salinidade do solo de manguezal.

8. O baixo teor de umidade e de matéria orgânica do solo de restinga acarretaram as menores contagens e atividades microbianas.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGNELLI, A.; ASCHER, J.; CORTI, G.; CECCHERINI, M.; NANNIPIERI, P.; PIETRAMELLARA, G. Distribution of microbial communities in a forest soil profile investigated by microbial biomass, soil respiration and DGGE of a total and extracellular DNA. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 36, p. 859-868, 2004.
- ALEXANDER, M. **Introducción a la microbiología del suelo**. México, D.F.: Libros y Editoriales, p. 491, 1980.
- ALEXANDER, M. Nitrification. In: BARTOLOMEW, W. V.; CLARL, F. (Ed.). **Soil nitrogen**. Madison: American Society of Agronomy, p. 307-343, 1965.
- ALMEIDA Jr, E.B.; OLIVO, M.A.; ARAÚJO, E.L.; ZICKEL, C.S. Caracterização da vegetação de restinga da RPPN de Maracaípe, PE, Brasil, com base na fisionomia, flora, nutrientes do solo e lençol freático. **Acta Botanica Brasilica** v. 23, p. 36-48, 2009.
- ALVES, M.H.; CAMPOS-TAKAKI, G.M.; PORTO, A.L.F.; MILANEZ, A.I. Screening of *Mucor* sp. for the production of amylase, lipase, polygalacturonase and protease. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 33, p. 325-330, 2002.
- AMARANTES, C.B.; RUIVO, M.L.P.; OLIVEIRA, M.L.; MOURA, Q.L. Diversidade Microbiana em solos de Terra Preta Arqueológica. **Enciclopédia Biosfera**, v. 6, n. 11, p. 1-10, 2010.
- ANDRADE, G. Interacciones microbianas en la rizosfera. In: SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S.; LOPES, A.S.; GUILHERME, L.R.G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.; CARVALHO, J.G. (Ed.). **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas: Soil fertility, soil biology, and plant nutrition interrelationships**. Viçosa: SBCS, Lavras: UFLA/DCS, p. 551-575, 1999.
- ANDREOTE, F.D.; JIMÉNEZ, D.J.; CHAVES, D.; DIAS, A.C.F.; LUVIZOTTO, D.M.DI.; ANDREOTE, F.; FASANELLA, C.C.; VARON LOPEZ, M.; BAENA, S.; TAKETANI, R.G.; MELO, T.S. The microbiome of brazilian mangrove sediments as revealed by metagenomics. **PLoS One**, v.7, e38600, 2012.
- ANGERS, D.A.; MEHUYS, D.R. Effects of crop on carbohydrate content and water stable aggregation of a clay soil. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 69, p. 373-380, 1989.
- ARAGÃO, R.; ALMEIDA, J.A.P.; FIGUEIREDO, E.E.; SRINIVASAN, V.S. Mapeamento do potencial de erosão laminar na Bacia do Rio Japarutuba, SE, via SIG. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 15, p. 731-740, 2011.

ARAÚJO, A.M.; MINEIRO, A.L.B.; CANTALICE, J.R.B. Estimativa do potencial de sedimentação e erosão: caso Manguezal do Pina, Recife (PE). **Engenharia Ambiental e Sanitária**, v. 16, p. 133-140, 2011.

ARAÚJO, R.; GOEDERT, W.J.; LACERDA, M.P.C. Qualidade de um solo sob diferentes usos e cerrado nativo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 1099-1108, 2007.

ASSUMPCAO, J.; NASCIMENTO, M.T. Estrutura e composição florística de quatro formações vegetais de restinga no complexo lagunar Grussaí/IQUIPARI, São João da Barra, RJ, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 14, p. 301-315, 2000.

BADALUCCO, L.; KUIKMAN, P.J.; NANNIPIERI, P. Protease and deaminase activities in wheat rhizosphere and their relation to bacterial and protozoan populations. **Biology and Fertility of Soils**, v. 23, p. 99-104, 1997.

BAHIG A.E.; ALY E.A.; KHALED A.A.; AMEL K.A. Isolation, characterization and application of bacterial population from agricultural soil at Sohag Province, Egypt. **Malaysian Journal of Microbiology**, v. 4, n. 2, p. 42- 50, 2008.

BAI, S.; LI, J.; HE, Z.; VAN NOSTRAND, J.D.; TIAN, Y.; LIN, G.; ZHOU, J.; ZHENG, T. GeoChip-based analysis of the functional gene diversity and metabolic potential of soil microbial communities. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 106, p. 4840–4845, 2012.

BALEMI, T.; NEGISHO, K. Management of soil phosphorus and plant adaptation mechanisms to phosphorus stress for sustainable crop production: a review. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 12, p. 547-561, 2012.

BANDICK, A.K.; DICK, R.P. Field management effects on soil enzyme activities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 31, p. 1471-1479, 1999.

BARRETO, A.C.; LIMA, F.H.S.; FREIRE, M.B.G.S.; ARAÚJO, Q.R.; FREIRE, F.J. Características químicas e físicas de um solo sob floresta, sistema agroflorestal e pastagem no sul da Bahia. **Caatinga**, v. 19, p. 415-425, 2006.

BARROTI, G.; NAHAS, E. População microbiana total e solubilizadora de fosfato em solo submetido a diferentes sistemas de cultivo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, p. 2043-2050, 2000.

BÁRTA, J.; MELICHOVÁ, T.; VANEK, D.; PICEK, T.; SANTRUCKOVA, H. Effect of pH and dissolved organic matter on the abundance of nirK and nirS denitrifiers in spruce forest soil. **Biogeochemistry**, v. 101, p. 123-132, 2010.

BARUA, P.; CHOWDHURY, S.N.; SARKAR, S. Climate change and its risk reduction by mangrove ecosystem of Bangladesh. **Bangladesh Research Publications Journal**, v. 4, p. 208-225, 2010.

BASHAN, Y.; HOLGUIN, G. Plant growth-promoting bacteria: a potential tool for arid mangrove reforestation. **Trees: Structure and Function**, v.16, p.159-166, 2002.

BAUZA, J.F.; MORELL, J.M.; CORREDOR, J.E. Biogeochemistry of nitrous oxide production in the red mangrove (*Rhizophora mangle*) forest sediments **Estuarine, Coastal Shelf Science**, v. 55, p. 697–704, 2002.

BENEDETTI, U.G.; JÚNIOR, J.F.V.; SCHAEFER, C.E.G.R.; MELO, V.F.; UCHÔA, S.C.P. Gênese, química e mineralogia de solos derivados de sedimentos pliopleistocênicos e de rochas vulcânicas básicas em Roraima, norte amazônico. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 35, p. 299-312, 2011.

BERNARDI, J.V.E.; LANDIM, P.M.B.; BARRETO, C.L.; MONTEIRO, R.C. Spatial study of the vegetation gradient from Cardoso Island State Park, SP, Brazil. **HOLOS Environment**, v. 5 n. 1, p. 1-22, 2005.

BONILHA, R.M.; CASAGRANDE, J.C.; SOARES, M.R.; REIS-DUARTE, R.M. Characterization of the soil fertility and root system of restinga forests. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 36, p. 1804-1813, 2012.

BORSOI, G.B.; MÜLLER, B.V.; BRENA, D.A. Equações de volume para galhos de espécies em diferentes grupos de valor econômico em uma Floresta Ombrófila Mista. **Ambiência Guarapuava**, v. 8, p. 869-878, 2012.

BOUAZIZ, M.; MATSCHULLAT, J.; GLOAGUEN, R. Remote sensing indicators to identify low and moderately salt-affected soils based on MODIS Terra and geochemical data. **SPIE Proceedings**, v. 7824, 78241I-1, 2010.

BRAIDA, J.A.; REICHERT, J.M.; REINERT, D.J.; SEQUINATTO, L. Elasticidade do solo em função da umidade e do teor de carbono orgânico. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 2, p. 477-485, 2008.

BRANCALION, P.H.S.; RODRIGUES, R.R.; GANDOLFI, S.; KAGEYAMA, P.Y.; NAVE, A.G.; GANDARA, F.B.; BARBOSA, L.M.; TABARELLI, M.T. Instrumentos legais podem contribuir para a restauração de florestas tropicais biodiversas. **Revista Árvore**, v. 34, p. 455-470, 2010.

BREITHAUPT, J.L.; SMOAK, J.M.; SMITH, T.J.; SANDERS, C.J.; HOARE, A. Organic carbon burial rates in mangrove sediments: Strengthening the global budget. **Global Biogeochemical Cycles**, v. 36, p. 11, 2012.

BUNT, J.S.; ROVIRA, A.D. Microbiological studies of some subantartic soils. **Journal of the Soil Science**, Oxford, v. 6, n. 1, p. 119-128, 1955.

CALLEGARO, R.M.; LONGH, S.J.; ARAUJO, A.C.B.; KANIESK, M.R.; FLOSS, P.A.; GRACIOLI, C.A. Estrutura do componente arbóreo de uma floresta estacional decidual ripária em Jaguari, RS. **Ciência Rural**, v. 42, p. 305-311, 2012.

CAMARGO, A.O.; MONIZ, A.C.; JORGE, J.A.; VALADARES, J.M. **Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do IAC**. Campinas: IAC, p. 84, 1986.

CAO, C.; JIANG, S.; YING, Z.; ZHANG, F.; HAN, X. Spatial variability of soil nutrients and microbiological properties after the establishment of leguminous shrub *Caragana microphylla* Lam. plantation on sand dune in the Horqin Sandy Land of Northeast China. **Ecological Engineering**, v. 37, p. 1467-1475, 2011.

CAO, C.Y.; JIANG, D.M.; TENG, X.G.; JIANG, Y.; LIANG, W.J.; CUI, Z.B. Soil chemical and microbiological properties along a chronosequence of *Caragana microphylla* Lam. plantations in the Horqin sandy land of Northeast China. **Applied Soil Ecology**, v. 40, p. 78-85, 2008.

CARMO, J.B.; ANDRADE, C.A.; CERRI, C.C.; PICCOLO, M.C. Disponibilidade de nitrogênio e fluxos de N₂O a partir de solo sob pastagem após aplicação de herbicida. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, n. 5, p. 735-746, 2005.

CARRARA, S.M.C.M. **Biorremediação de áreas contaminadas por plastificantes: caso do ftalato de di-2-etilhexila**. 2003. 400p. Tese (Doutorado)-Escola Politécnica, Universidade de São Paulo. São Paulo, 2003.

CARVALHO, F., MOREIRA, F.M.S.; CARDOSO, E.J.B.N. Chemical and biochemical properties of *Araucaria angustifolia* (Bert.) Ktze. forest soils in the State of São Paulo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 1189-1201, 2012.

CARVALHO, F.; MOREIRA, F.M.S.; GUARESCHI, E.J.B.R.F.; PEREIRA, M.G.; PERIN, A. Deposição de resíduos vegetais, matéria orgânica leve, estoques de carbono e nitrogênio e fósforo remanescente sob diferentes sistemas de manejo no Cerrado Goiano. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 909-920, 2012.

CASANOVAS-MASSANA, A.; BLANCH, A.R. Characterization of microbial populations associated with natural swimming pools. **International Journal of Hygiene and Environmental Health**, v. 216, p. 132–137, 2013.

CASIDA JR., L.E. Microbial metabolic activity in soil as measured by dehydrogenase determinations. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 34, n. 6, p. 630-636, 1977.

CATTELAN, A.J.; VIDOR, C. Flutuações na biomassa, atividade e população microbiana do solo, em função de variações ambientais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 14, n. 2, p. 133-142, 1990.

CATTELAN, A.J., TORRES, E.; SPOLADORI, C.L. Sistemas de preparo com a sucessão trigo/soja e os microrganismos do solo, em Londrina. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 21, p. 303-311, 1997.

CHAER, G.M.; TÓTOLA, M.R. Impacto do manejo de resíduos orgânicos durante a reforma de plantios de eucalipto sobre indicadores de qualidade do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 1381-1396, 2007.

CHANG, E.; CHEN, C.; CHENG, T.; CHIUD, C. Soil microbial communities and activities in sand dunes of subtropical coastal Forests. **Applied Soil Ecology**, v. 49, p. 256–262, 2011.

CHEN, G.; YU, D.; YE, Y.; CHEN, B. Impacts of mangrove vegetation on macrobenthic faunal communities. **Acta Ecologica Sinica/Shengtai Xuebao**, v. 33, p. 327-336, 2013.

CHEN, G.C.; TAM, N.F.Y.; YE, Y. Spatial and seasonal variations of atmospheric N₂O and CO₂ fluxes from a subtropical mangrove swamp and their relationships with soil characteristics. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 48, p. 175-181, 2012.

COCHRAN, W.G. The Comparison of percentages in matched samples. **Biometrika**, v. 37, p. 256-266, 1950.

COELHO, M.R.; MARTINS, V.M.; VIDAL-TORRADO, P.; SOUZA, C.R.G.; PEREZ, X.L.O.; VÁSQUEZ, F.M. Relação solo-relevo-substrato geológico nas restingas da planície costeira do estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 34, p. 833-846, 2010.

COLPINI, C.; TRAVAGIN, D.P.; SOARES, T.S.; SILVA, V.S.M. Determinação do volume, do fator de forma e da porcentagem de casca de árvores individuais em uma Floresta Ombrófila Aberta na região noroeste de Mato Grosso. **Acta Amazonica**, v. 39, p. 97-104, 2009.

CORDEIRO, M.A.S.; CORÁ, J.E.; NAHAS, E. Atributos bioquímicos e químicos do solo rizosférico e não rizosférico de culturas em rotação no sistema de semeadura direta. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 1794-1803, 2012.

CORNEO, P.E.; PELLEGRINI, A.; CAPPELLIN, A.; RONCADOR, M.; CHIERICI, M.; GESSLER, C.; PERTOT, I. Microbial community structure in vineyard soils across altitudinal gradients and in different seasons. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 84, n. 3, p. 1–15, 2013.

CORTÉS-CASTILLO, D.V.; RANGEL-CH, J.O. Los bosques de mangle en un gradiente de salinidad en la bahía de Cispatá – Boca de Tinajones, Departamento de Córdoba – Colômbia. **Caldasia**, v. 33, p. 155-176, 2011.

CRUZ, C.C.; MENDOZA, U.N.; QUEIROZ, J.B.; BERRÊDO, J.F.; DA COSTA NETO, S.V.; LARA, R.J. Distribution of mangrove vegetation along inundation, phosphorus, and salinity gradients on the Bragança Peninsula in Northern Brazil. **Plant Soil**, v. x, p. x, 2013.

CRUZ-MARTÍNEZ, K.; ROSLING, A.; ZHANG, Y.; SONG, M.; ANDERSEN, G.L.; BANFIELD, J.F. Effect of Rainfall-Induced Soil Geochemistry Dynamics on Grassland Soil Microbial Communities. **Applied and Environmental Microbiology**, p. 7587–7595, 2012.

CURY, J.C. **Atividade microbiana e diversidades metabólica e genética em solo de mangue contaminado com petróleo**. 2002. 84p. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.

CUZZUOL, G.R.F.; ROCHA, A.C. Interação do regime hídrico com as relações nutricionais em ecossistema manguezal. **Acta Botânica Brasilica**, v. 26, n. 1, p. 11-19, 2012.

DAS, S.; DE, M.; RAY, R.; CHOWDHURY, C.; JANA, T.K.; DE, T.K. Microbial ecosystem in sundarban mangrove forest sediment, North-East Coast of Bay of Bengal, India. **Geomicrobiology Journal**, v. 29, p. 656-666, 2012.

DAVIDSON, E.A.; GALLOWAY, L.F.; STRAND, M.K. Assessing available carbon: comparison of techniques across selected forest soils. **Communication in Soil Science and Plant Analysis**, v. 18, n. 1, p. 45-64, 1987.

DAWES, C.J. **Marine Botany**. 2nd ed. John Wiley & Sons, Inc. New York, 267-302p. 1998.

De BOER, W.; DUYTS, H.; LAANBROEK, H.J. Autotrophic nitrification in a fertilized acid heath soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 20, p. 845-850, 1988.

DIAS, A.C.F. **Diversidade de arqueias e bactérias envolvidas na ciclagem do nitrogênio em sedimentos de manguezais**. 2012. 98p. Tese (Doutorado) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.

EFFIONG, G.S.; AYOLAGHA, G.A. Characteristics, constraints and management of mangrove soils for sustainable crop production. **Electronic Journal of Environmental Agricultural and Food Chemistry**, v. 9, p. 977–990, 2010.

FABRICANTE, J.R.; ARAÚJO, K.C.T.; ANDRADE, L.A.; FERREIRA, J.V.A. Invasão biológica de *Artocarpus heterophyllus* Lam. (Moraceae) em um fragmento de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil: impactos sobre a fitodiversidade e os solos dos sítios invadidos. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, p. 399-407, 2012.

FAN, L.F.; SHIEH, W.Y.; WU, W.F.; CHEN, C.P. Distribution of nitrogenous nutrients and denitrifiers strains in estuarine sediment profiles of the Tanshui River, northern Taiwan. **Estuarine Coastal and Shelf Science**, v. 69, p. 543–553, 2006.

FAORO, H.; ALVES, A.C.; SOUZA, E.M.; RIGO, L.U.; CRUZ, L.M. Influence of soil characteristics on the diversity of bacteria in the Southern Brazilian Atlantic Forest. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 76, p. 4744–4749, 2010.

FARIA, A.F.G.; SANTOS, A.C.; SANTOS, T.M.; FILHO, F.B. Influência do manejo do solo nas propriedades químicas e físicas em topossequência na bacia do rio Araguaia, estado do Tocantins. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 34, p. 517-524, 2010.

FENICE, M.L.; SELBMAN, F.; FEDERICI A.D.; VASSILEV, N. Application of encapsulated *Penicillium variabile* P16 in solubilization of rock phosphate. **Bioresource Technology**, v. 73, p. 157-162, 2000.

FERNANDES, S.O.; BHARATHI, P.A.L.; BONIN, P.C.; MICHOTEY, V.D. Denitrification: An Important Pathway for Nitrous Oxide Production in Tropical Mangrove Sediments (Goa, India). **Journal of Environmental Quality**, v. 39, 1507-1516, 2010.

FERREIRA, A.S.; SANTOS, M.A.; CORRÊA, G.F. Soil microbial response to glucose and phosphorus addition under agricultural systems in the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, p. 395-403, 2013.

FERREIRA, T.O.; OTERO, X.L.; VIDAL-TORRADO, P.; MACIAS, F.; FIRME, L.P. Spatial patterns of soil attributes and components in a mangrove system in Southeast Brazil (Sao Paulo). **Journal of Soils and Sediments**, v. 10, p. 995-1006, 2010.

FORTES NETO, P.; FERNANDES, S.A.P.; JAHNEL, M.C. **Microbiota do solo como indicadora da poluição do solo e do ambiente**. In: SILVEIRA, A.P.D.; FREITAS, S.S. (eds.). Microbiota do Solo e Qualidade Ambiental. Campinas: Instituto Agronômico, p. 259-274, 2007.

FRAGA, M.E.; PEREIRA, M.G.; SOUZA, F.A. Micobiota do Solo de uma Área de Duna na Restinga da Marambaia, Rio de Janeiro, RJ. **Floresta e Ambiente**, v. 17, p. 30-36, 2010.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS, 2012. **Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica**. São Paulo, 2012. Disponível em: <<http://www.sosmatatlantica.org.br>>. Acesso em: 11 de fev. 2013.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS, 2011. **Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica, Período 2008-2010**. São Paulo 2011. Disponível em: <<http://www.sosmatatlantica.org.br>>. Acesso em: 11 de jan. 2013.

GAMERO, R.M.P. Mineralogia, físico-química e classificação dos solos de mangue do rio Iriri no canal de Bertioga (Santos, SP). Piracicaba - SP, 2001. 78f. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

GARCIA, M.R.L. **INDICADORES MICROBIOLÓGICOS E QUÍMICOS DO SOLO SOB DIFERENTES SISTEMAS DE MANEJO AGROPECUÁRIO**. 2007. 136p. Tese (Doutorado em Microbiologia) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2007.

GARCIA, M.R.L.; NAHAS, E. Biomassa e atividades microbianas em solo sob pastagem com diferentes lotações de ovinos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, n. 2, p. 269-276, 2007.

GHOSH, U.; SUBHASHINI, P.; DILIPAN, E.; RAJA, S.; THANGARADOU, T.; KANNAN, L. Isolation and Characterization of Phosphate-Solubilizing Bacteria from Sea grass Rhizosphere Soil. **Journal of Ocean University of China**, v. 11, p. 86-92, 2012.

GIRI, C.; OCHIENG, E.; TIESZEN, L.L.; ZHU, Z.; SINGH, A.; LOVELAND, T.; MASEK, J.; DUKE, N. Status and distribution of mangrove forests of the world using earth observation satellite data. **Global Ecology and Biogeography**, v. 20, p. 154-159, 2011.

GIRI, C.; ZHU, Z.; TIESZEN, L.L.; SINGH, A.; GILLETTE, S.; KELMELIS, J.A. Mangrove forest distributions and dynamics (1975–2005) of the tsunami-affected region of Asia. **Journal of Biogeography**, v. 35, p. 519–528, 2008.

GOBERNA, M.; INSAM, H.; PASCUAL, J.A.; SÁNCHEZ, J. Microbial community structure at different depths in disturbed and undisturbed semiarid Mediterranean forest soil. **Microbial Ecology**, v. 5, n. 40, p. 315- 326, 2005.

GOMES, F.H.; VIDAL-TORRADO, P.; MACÍAS, F.; GHERARDI, B.; OTERO, X.L. Solos sob vegetação de restinga na ilha do Cardoso-SP: I. Caracterização e classificação. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, v. 31, p. 1563–1580, 2007.

GONNETY, J.T.; ASSÉMIEN, E.F.L.; GUÉI, A.M.; N'DRI, A.A.; DJINA, Y.; KONÉ, A.; TONDOH, J.E. Effect of land-use types on soil enzymatic activities and chemical properties in semi-deciduous forest areas of Central-West Côte d'Ivoire. **Biotechnology, Agronomy, Society and Environment**, v. 16, n. 4, p. 478-485, 2012.

GREEN, V.S.; STOTT, D.E.; CRUZ, J.C.; CURI, N. Tillage impacts on soil biological activity and aggregation in a Brazilian Cerrado Oxisol. **Soil and Tillage Research**, v. 92, p. 114–121, 2007.

GRÉGGIO, T.C.; NAHAS, E. Atividade enzimática do solo sob dois fragmentos florestais. **Cientia Agrícola**, v. 35, p. 179-187, 2007.

GRISHKO, V.N.; SYSHCHIKOVA, O.V. Structural and Functional Properties of Actinomycetal Communities in Chernozems and Saline Soils of Ukraine. **Eurasian Soil Science**, v. 43, p. 202–209, 2010.

GUARESCHI, R.F.; PEREIRA, M.G.; PERIN, A. Deposição de resíduos vegetais, matéria orgânica leve, estoques de carbono e nitrogênio e fósforo remanescente sob diferentes sistemas de manejo no cerrado goiano. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 36, p. 909-920, 2012.

GYANESHWAR, P.; NARESH KUMAR, G.; PAREKH, L.J.; POOLE, P.S. Role of soil microorganisms in improving P nutrition of plants. **Plant and Soil**, v. 245, p. 83-93, 2002.

HAFICH, K.; PERKINS, E.J.; HAUGE, J.B.; BARRY, D.; EATON, W.D. Implications of land management on soil microbial communities and nutrient cycle dynamics in the lowland tropical forest of northern Costa Rica. **Tropical Ecology**, v. 53, p. 215-224, 2012.

HARDIE, D.G.; HAWLEY, S.A. AMP-activated protein kinase: the energy charge hypothesis revisited. **Bioessays**, v. 23, p. 1112–1119, 2001.

HARDIE, M.A.; COTCHING, W.E.; DOYLE, R.B.; LISSON, S. Influence of climate, water content and leaching on seasonal variations in potential water repellence. **Hydrological Processes**, v. 26, p. 2041–2048, 2012.

HAYDEN, H.L.; MELE, P.M.; BOUGOURE, D.S.; ALLAN, C.Y.; NORNG, S.; PICENO, Y.; BRODIE, E.L.; DESANTIS, T.Z.; ANDERSEN, G.L.; WILLIAMS, A.L.; HOVENDEN, M.J. Changes in the microbial community structure of bacteria, archaea and fungi in response to elevated CO₂ and warming in an Australian native grassland soil. **Environmental Microbiology**, v. 14, p. 3081–3096, 2012.

HOLGUIN, G.; BASHAN, Y.; MENDOZA-SALGADO, R.A.; AMADOR, E.; TOLEDO, G.; VAZQUEZ, P.; AMADOR A. La Microbiología de los manglares. Bosques en la frontera entre el mar y la tierra. **Ciencia Desarrollo**, v. 144, p. 26-35, 1999.

HOLGUIN, G.; VAZQUEZ, P.; BASHAN, Y. The role of sediment microorganisms in the productivity, conservation, and rehabilitation of the mangrove ecosystems: An overview. **Biology and Fertility of Soils**, v. 33, p. 265-278, 2001.

HUANG, G.; ZHAO, X.; WANG, L.; ELF, S.; XU H.; SASHIDA, G.; ZHANG, Y.; LIU, Y.; LEE, J.; MENENDEZ, S. The ability of MLL to bind RUNX1 and methylate H3K4 at PU.1 regulatory regions is impaired by MDS/AML-associated RUNX1/AML1 mutations. **Blood**, v. 118, p. 6544-6552, 2011.

HUXHAM, M.; KUMARA, M.P.; JAYATISSA, L.P.; KRAUSS, K.W.; KAIRO, J.; LANGAT, J.; MENCUCINI, M.; SKOV, M.W.; KIRUI, B. Intra- and interspecific facilitation in mangroves may increase resilience to climate change threats. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, v. 365, p. 2127–2135, 2010.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE, 2012. **Unidades de Conservação da Mata Atlântica**. Brasília, 2012. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br>>. Acesso em: 16 de abr. de 2012.

JEHANGIR, A.; YOUSUF, A.R.; RESHI, Z.A.; TANVEER, A.; AHMAD, A. Comparison of physical, chemical and microbial properties of soils in a clear-cut and adjacent intact forest in North Western Himalaya, India. **International Journal of Soil Science**, v. 7, p. 71-81, 2012.

JUNG, J.; YEOM, J.; HAN, J.; KIM, J.; PARK, W. Seasonal changes in nitrogen-cycle gene abundances and in bacterial communities in acidic forest soils. **The Journal of Microbiology**, v. 50, p. 365–373, 2012.

KATHIRESAN, K. Mangrove Ecosystems: **Distribution of mangroves**. En: Kathiresan, K., Quasim, S.Z. (eds). Biodiversity of mangroves: Hindustan publications, p. 92-101, 2005.

KATHIRESAN, K.; BINGHAM, B.L. Biology of mangroves and mangrove ecosystems. **Advances in Marine Biology**, v. 40, p. 81-251, 2001.

KATIYAR, G.; KATIYAR, V.; GOEL, R. Solubilization of inorganic phosphate and plant growth promotion by cold tolerant mutants of *Pseudomonas fluorescens*. **Microbiological Reserch**, v. 158, p. 1–6, 2003.

KEENE, A.F.; JOHNSTON, S.G.; BUSH, R.T.; BURTON, E.D.; SULLIVAN, L.A. Reactive trace element enrichment in a highly modified, tidally inundated acid sulfate soil wetland: East Trinity Australia. *Marine Pollution Bulletin*, v. 60, p. 620–626, 2010.

KEENEY, D.R.; NELSON, D.W. Nitrogenic-inorganic forms. In: PAGE, A.L.; MILLER, R.H.; (Ed.). **Methods of soil analysis**. 2nd. ed. Madison: ASA/SSSA, part. 2, p. 643-698, 1982.

KEMNITZ, D.; KOLB, S.; CONRAD, R. High abundance of Crenarchaeota in a temperate acidic forest soil. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 60, p. 442–448, 2007.

KENNEDY, A.C.; GEWIN, V.L. Soil microbial diversity: present and future considerations. **Soil Science**, v.162, p.607-617, 1997.

KHAN, S.; QING, C.; HESHAM, E.; XIA,Y.; HE J.Z. Soil enzymatic activities and microbial community structure with di_erent different application rates of Cd and Pb. **Journal of Environmental Science**, v. 19, n. 7, p. 834-40, 2007.

KNIGHT, J.M.; DALE, P.E.R.; DUNN, R.J.K.; BROADBENT, G.J.; LEMCKERT, C.J. Patterns of tidal flooding within a mangrove forest: Coombabah Lake, Southeast Queensland, Australia. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v. 76, p. 580–593, 2008.

KORANDA, M.; KAISER, K.; FUCHSLUEGER, L.; KITZLER, B.; SESSITSCH, A.; ZECHMEISTER-BOLTENSTERN, S.; RICHTER, A. Seasonal variation in functional properties of microbial communities in beech forest soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 60, p. 95-104, 2013.

KRAMER, S.; MARHAN, S.; HASLWIMMER, H.; RUESS, L.; KANDELER, E. Temporal variation in surface and subsoil abundance and function of the soil microbial community in an arable soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 61, p. 76-85, 2013.

KRAUSS, K.W.; BALL, M.C. On the halophytic nature of mangroves. **Trees**, v. 27, p. 7–11, 2013.

KRISHNA, M.P.; VARGHESE, R.; HATHA M. Depth wise variation of microbial load in the soils of midland region of Kerala: a function of important soil physicochemical characteristics and nutrients. **Indian Journal of Education and Information Management**, v. 1, n. 3 p. 126-129, 2012.

KRISTENSEN, E.; BOUILLON, S.; DITTMAR, T.; MARCHAND, C. Organic carbon dynamics in mangrove ecosystems: A review. **Aquatic Botany**, v. 89, p. 201-219, 2008.

KUMAR, G.; KANAUIA, N.; BAFANA, A. Functional and phylogenetic diversity of root-associated bacteria of *Ajuga bracteosa* in Kangra valley. **Microbiological Research**, v. 167, p. 220-225, 2012.

KUMAR, S.; HATHA, A.A.M.; CHRISTI, K.S. Diversity and effectiveness of tropical mangrove soil microflora on the degradation of polythene carry bags. **International Journal Tropical Biology**, v. 55, p. 777-786, 2007.

KUSKE, C.R.; TICKNOR, L.O.; MILLER, M.E.; DUNBAR, J.M.; DAVIS, J.A.; BARNS, S.M.; BELNAP, J. Comparison of soil bacterial communities in rhizospheres of three plant species and in the interspaces in an arid grassland. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 68, p. 1854-1863, 2002.

KUSTER, E.; WILLIAMS, S.T. Selection of media for isolation of Streptomycetes. **Nature**, London, v. 202, p. 607-617, 1997.

LACERDA, L.D.; MAIA, L.P.; MONTEIRO, L.H.U.; SOUZA, G.M.; BEZERRA, L.J.C.; MENEZES, M.O.T. Manguezais do Nordeste e mudanças ambientais. **Ciência Hoje**, v. 39, n. 229, p. 24-29, 2006.

LEFF, J.W.; NEMERGUT, D.R.; GRANDY, A.S.; O'NEIL, S.P.; WICKINGS, K.; TOWNSEND, A.R.; CLEVELAND, C.C. The effects of soil bacterial community structure on decomposition in a Tropical Rain Forest. **Ecosystems**, v. 15, p. 284-298, 2011.

LI, M.; CAO, H.; HONG, Y.; GU, J. Spatial distribution and abundances of ammonia-oxidizing archaea (AOA) and ammonia-oxidizing bacteria (AOB) in mangrove sediments. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 89, p. 1243-1254, 2011.

LIMA, S.S.; LEITE, L.F.C.; AQUINO, A.M.; OLIVEIRA, F.C.; CASTRO, A.A.J.F. Serapilheira e teores de nutrientes em argissolo sob diferentes manejos no norte do Piauí. **Revista Árvore**, v. 34, p. 75-84, 2010.

LOURENÇO Jr., J.; CUZZUOL, G.R.F. Caracterização de solos de duas formações de restinga e sua influência na constituição química foliar de *Passiflora mucronata* Lam. (Passifloraceae) e *Canavalia rosea* (Sw.) DC. (Fabaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 23, p. 239-246, 2009.

LU, J.K.; KANG, L.H.; CHEN, J.; LU, C.O.; HUANG, B.L.; JIANG, Y.G. Research on soil microbe and the relativity between microbe and soil chemical factor of mangrove forest in south China. **Forest Research**, v. 21, p. 523-527, 2008.

MACIEL-SOUZA, M.D.; MACRAE, A.; VOLPON, A.G.T.; FERREIRA, P.S.; MENDONCA-HAGLER, L.C. Chemical and microbiological characterization of mangrove sediments after a large oil-spill in Guanabara Bay, RJ, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, p. 262-266, 2006.

MADSEN, E.L. **Environmental microbiology: from genomes to biogeochemistry**. Malden: Blackwell Publishing, p. 479, 2008.

MAGALHÃES, D.M.A.; LUZ, E.D.M.N.; MAGALHÃES, A.F.; FILHO, L.E.F.; LOGUERCIO, L.L.; BEZERRA, J.L. Riqueza de fungos anamorfos na serapilheira de *Manilkara maxima*, *Parinari alvimii* e *Harleyodendron unifoliolatum* na Mata Atlântica do Sul da Bahia. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 899-907, 2011.

MAGNAGO, L.F.S.; MARTINS, S.V.; SCHAEFER, C.E.G.R.; NERI, A.V.R. Restinga forests of the Brazilian coast: richness and abundance of tree species on different soils. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 84, p. 807-822, 2012.

MAKOI, J.H.R.; NDAKIDEMI, P.A. Selected soil enzymes: Examples of their potential roles in the ecosystem. **African Journal of Biotechnology**, v. 7, p. 181-191, 2008.

MARQUES, M.F.O.; GUSMÃO, L.F.P.; MAIA, L.C. Riqueza de espécies de fungos conidiais em duas áreas de Mata Atlântica no Morro da Pioneira, Serra da Jibóia, BA, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, p. 954-961. 2008.

MARTIN, J.P. Use of acid, rose bengal, and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. **Soil Science**, Philadelphia, v. 69, p. 215-232, 1950.

MARTINAZZO, R.; SANTOS, D.R.; GATIBONI, L.C.; BRUNETTO, G.; KAMINSKI, J. Fósforo microbiano do solo sob sistema plantio direto em resposta à adição de fosfato solúvel. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 31, p. 563-570, 2007.

MARTINEZ, A.T.; RAMIREZ, C. Microfungal biomass and number of propagules in an andsol. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 10, n. 6, p. 529-531, 1978.

MARTINS, S.E.; ROSSI, L.; SAMPAIO, P.S.P.; MAGENTA, M.A.G. Caracterização florística de comunidades vegetais de restinga em Bertioiga, SP, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, p. 249-274. 2008.

MASON, C.F. **Decomposição**. São Paulo: Ed. da Universidade de São Paulo, 1980.

MATER, L.; ALEXANDRE, M.R.; HANSEL, F.A.; MADUREIRA, L.A.S. Assessment of Lipid Compounds and Phosphorus in Mangrove Sediments of Santa Catarina Island, SC, Brazil. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 15, p. 725-734, 2004.

MATSUTANI, T.; NAGAI, T.; KINJYO, K.; NAKANISHI, Y. Elution of dissolved Fe from mangrove soil by tannin solution. **Wetlands Ecology and Management**, v. 21, p. 107-115, 2013.

McGARITY, J.W.; MYERS M.G. A survey of urease activity in soil of Northern New South Wales. **Plant and Soil**, v. 27, n. 2, p. 217-238, 1967.

McGUIRE, K.L.; FIERER, N.; BATEMAN, C.; TRESEDER, K.K. Turner BL. Fungal community composition in neotropical rain forests: the influence of tree diversity and precipitation. **Microbial Ecology**, v. 63, p. 804-12, 2012.

MELO, M.G.S.; CAMPOS-TAKAKI, G.M. Uso do meio sólido para screening de atividade amilolítica em *Aspergillus niger*. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, v. 32, p. 613-620, 1989.

MENEZES, L.F.T.; ARAUJO, D.S.D. Estrutura de duas formações vegetais do cordão externo da restinga de Marambaia, RJ. **Acta Botanica Brasilica**, v. 13, p. 223-235, 1999.

MENEZES, M.P.M.; BERGER, U.; MEHLIG, U. Mangrove vegetation in Amazonia: a review of studies from the coast of Pará and Maranhão States, north Brazil. **Acta Amazonica**, v. 38, n. 3, p. 403-420, 2008.

MEWS, H.A.; MARIMON, B.S.; PINTO, J.R.R.; SILVERIO, D.V. Dinâmica estrutural da comunidade lenhosa em Floresta Estacional Semidecidual na transição Cerrado-Floresta Amazônica, Mato Grosso, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 845-857, 2011.

MISHRA, R.R.; SWAIN, M.R.; DANGAR, T.K.; THATOI, H. Diversity and seasonal fluctuation of predominant microbial communities in Bhitarkanika, a tropical mangrove ecosystem in India. **Revista Biologia Tropical**, v. 60, p. 909-924, 2012.

MOHAMMADI, K. Soil Microbial Activity and Biomass as Influenced by Tillage and Fertilization in Wheat Production. **American-Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Science**, v. 10, n. 3, p. 330-337, 2011.

MONDINO, E.; TAVARES, C.H.; FIGUEIRAL, A.F.; SOUZA, N.B.; BERBARAL, Y.L.R.R. Comunidade de nematoides em diferentes formações vegetais em um ecossistema costeiro de restinga no Brasil. **Nematropica**, v. 41, p. 229-239, 2011.

MOREIRA, F.M.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.^{ed.} atualizado e ampliado. Lavras: Ufla, p. 729, 2006.

MUKHERJEE, J.; RAY, S.; GHOSH, P.B. A system dynamic modeling of carbon cycle from mangrove litter to the adjacent Hooghly estuary, India. **Ecological Modelling**, v. 252, p. 185-195, 2012.

NAHAS, E. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. **Bragantia**, v. 61, p. 267-275, 2002.

NAHAS, E.; CENTURION, J.F.; ASSIS, L.C. Efeito das características químicas dos solos sobre os microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 18, p. 49-53, 1994.

NANNIPIERI, P.; PEDRAZZINI, F.; ARCARA, P.G.; PIOVANELLI, C. Changes in amino acids, enzyme activities and biomass during soil microbial growth. **Soil Science**, v. 127, p. 26-34, 1979.

NAYAK, S.; GONSALVES, V.; NAZARETH, S.W. Isolation and salt tolerance of halophilic fungi from mangroves and solar salterns in Goa – India. **Indian Journal of Geo-Marine Science**, v. 41, p. 164-172, 2012.

NDAW, S.M.; GAMA-RODRIGUES, A.C.; RODRIGUES, E.F.G.; SALES, K.R.N.; ROSADO, A.S. Relationships between bacterial diversity, microbial biomass, and litter quality in soils under different plant covers in northern Rio de Janeiro State, Brazil. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 55, p. 1089-1109, 2009.

NOSRATABAD, F.A.R.; RAHIMIAN, H.; SALEH, R.N.; MALAKOUTI, M.J. Distributions of phosphate solubilizing microorganisms in some soils of Gilan province in Iran. **Iranian Journal of Soil and Waters Sciences**, v. 17, p. 162-176, 2003.

NUNES, F.P.; PINTO, M.T.C. Reflorestamento ciliar na bacia hidrográfica do rio São Francisco, Minas Gerais. **Cerne**, v. 18, p. 423-431, 2012.

OKUMURA, R.S.; MARIANO, D.C. Aspectos agronômicos da ureia tratada com inibidor de urease. **Ambiência Guarapuava**, v. 8, n. 2, p. 403-414, 2012.

OLIVEIRA, A.P.; KER, J.C.; SILVA, I.R.; FONTES, M.P.F.; OLIVEIRA, A.P.; NEVES, A.T.G. Spodosols pedogenesis under barriers formation and sandbank environments in the south of Bahia. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, v. 34, p. 874-860, 2010.

OLIVEIRA, P.C.; CARVALHO, C.J.R. Rizosferas de árvores acumuladoras de fósforo na Amazônia Brasileira. **Universitas Scientiarum**, v. 16, n. 2, p. 111-118, 2011.

OLLER COSTA, P.M.; SOUZA-MOTTA, C.M.; MALOSSO, E. Diversity of filamentous fungi in different systems of land use. **Agroforestry Systems**, v. 85, p. 195-203, 2012.

OLSSON, R.; GIESLER, R.; LORING, J.S.; PERSSON, O. Enzymatic hydrolysis of organic phosphates adsorbed on mineral surfaces. **Environmental Science and Technology**, v. 46, p. 285–291, 2011.

OMER, A.M.; FARAG, H.I.A. Biological activity of phosphate dissolving bacteria and their effect on some genotypes of barley production. **Journal of Applied Sciences Research**, v. 8, p. 3478-3490, 2012.

OREN, A. Diversity of halophilic microorganisms: environments, phylogeny, physiology and applications. **Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology**, v. 28, p. 56-63, 2002.

OSAKI, F.; NETTO, S.P. Flutuação da população de fungos sob floresta ombrófila mista e em povoamento de *Pinus taeda*. **Floresta**, v. 42, p. 795-808, 2012.

OYONARTE, C.; REY, A.; RAIMUNDO, J.; MIRALLES, I.; ESCRIBANO, P. The use of soil respiration as an ecological indicator in arid ecosystems of the SE of Spain: spatial variability and controlling factors. **Ecological Indicators**, 14, p. 40-49, 2012.

PAL, S.; PANWAR, P.; BHARDWAJ, D.R. Soil quality under forest compared to other land-uses in acid soil of north western Himalaya, India. **Annals of Forest Research**, v. 56, n. 1, p. 187-198, 2013.

PAN X.L.; LIN B.; LIU Q. Effects of elevated temperature on soil organic carbon and soil respiration under subalpine coniferous forest in western Sichuan Province, China. **Chinese Journal of Applied Ecology**, v. 19, p. 1637-1643.

PEGORARO, R.F.; SILVA, I.R.S. NOVAIS, R.F.; BARROS, N.F.; FONSECA, S. Biomarcadores derivados de planta e de microrganismos em solos de tabuleiros costeiros cultivados com eucalipto e acácia. **Ciência Florestal, Santa Maria**, v. 22, n. 4, p. 725-738, 2012.

PEÑA, M.L.P.; MARQUES, R.; JAHNEL, M.C.; ANJOS, A. do. Respiração microbiana como indicador da qualidade do solo em ecossistema. **Florestal**, v. 32, n.1, 2005.

PEREIRA, M.G.; SILVA, A.N.; PAULA, R.R.; MENEZES, L.F.T. Aporte e decomposição de serapilheira em floresta periodicamente inundável na restinga da Marambaia, RJ. **Ciência Florestal**, v. 22, p. 59-67, 2012.

PRABHU, V.V.; GURUVAYOORAPPAN, C. Phytochemical screening of methanolic extract of mangrove *Avicennia marina* (Forssk.) Vierh. **Pelagia Research Library Der Pharmacia Sinica**, v. 3, p. 64-70, 2012.

PRADA-GAMERO, R.M.; VIDAL-TORRADO, P.; FERREIRA, T.O. Mineralogy and physical chemistry of mangrove soils from Iriri River at the Bertiooga Channel (Santos, Sao Paulo, State, Brazil). **Brazilian Journal of Soil Science**, v. 28, p. 233–243, 2004.

PUPIN, B.; FREDDI, O.S.; NAHAS, E. Microbial alterations of the soil influenced by induced compaction. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, p. 1207-1213, 2009.

PUPIN, B.; NAHAS, E. Impact of successive sugarcane harvests and trash management practices on soil microbiological properties. **Soil Research**, v. 49, p. 183, 2011.

QIAN, Y. SHI, J.; CHEN, Y.; LOU, L.; CUI, X.; CAO, R.; LI, P.; TANG, J. Characterization of phosphate solubilizing bacteria in sediments from a shallow eutrophic lake and a wetland: isolation, molecular identification and phosphorus release ability determination. **Molecules**, v. 15, p. 8518-8533; 2010.

QUILCHANO, C.; MARANÓN, T. Dehydrogenase activity in Mediterranean forest soils. **Biology and Fertility of Soils**, v. 35, n. 2, p. 102-107, 2002.

RAIJ, B. van; QUAGGIO, J.A.; CANTARELLA, H.; FERREIRA, M.E.; LOPES, A.S.; BATAGLIN, O.C. **Análise química do solo para fins de fertilidade**. Campinas: Fundação Cargill, p. 170, 2001.

RALTE, V.; PANDEY, H.N.; BARIK, S.K.; TRIPATHI, R.S.; PRABHU, S.D. Changes in microbial biomass and activity in relation to shifting cultivation and horticultural practices in subtropical evergreen forest ecosystem of north-east India. **Acta Oecologica**, v. 28, n. 2, p. 163-172, 2005.

RAMOS, E.; TORRES, R.B.; VEIGA, R.F.A.; JOLY, C.A. Estudo do componente arbóreo de dois trechos da Floresta Ombrófila Densa Submontana em Ubatuba (SP). **Biota Neotropical**, v. 11, p. 313-335, 2011.

RANCURA, S.; RIBEIRO, M. M.; NORDI, N. Considerações sobre a coleta de *Sphagnum* no município de Cananéia, estado de São Paulo, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, n. 2, p. 328-334, 2010.

RAVIKUMAR, S.; FREDIMOSSES, M.; GOKULAKRISHNAN, R. Biodiversity of actinomycetes in Manakkudi mangrove ecosystem, South west coast of India. **Annals of Biological Research**, v. 2, p. 76-82, 2011.

RAVIKUMAR, S.; SUGNATHI, P. Biodiversity of actinomycetes along the south East Coast of Tamil Nadu, India. **World Applied Science Journals**, v. 13, p. 119-124, 2011.

RAZGULIN, S.M. Mineralization of Nitrogen Compounds in a Soil under an Oxalis Birch Forest. **Eurasian Soil Science**, v. 46, p. 127–134, 2013.

REEF, R.; FELLER, I.C.; LOVELOCK, C.E. Nutrition of mangroves. **Tree Physiology**, v. 30, p. 1148-1160, 2010.

REIS-DUARTE, R.M. **Estrutura da Floresta de restinga do Parque Estadual da Ilha Anchieta (SP): bases para promover o enriquecimento com espécies arbóreas nativas em solos alterados**. 2004. 258p. Tese (Doutorado em Biologia Vegetal), Universidade Estadual Paulista - UNESP, Rio Claro, 2004.

REN, Y. Effects of Precipitation Change on Inorganic Nitrogen and Net Nitrogen Mineralization Rate at a Plantation of Mongolian Pine. **Acta Scientiarum Naturalium Universitatis Pekinensis**, v. 6, p. 925-932, 2012.

REZENDE, L.A.; ASSIS, L.C.; NAHAS, E. Carbon, nitrogen and phosphorus mineralization in two soils amended with distillery yeast. **Bioresource Technology**, v. 94, p. 159-167, 2004.

RIBEIRO, K.G.; PEREIRA, G.M.D.; MOSQUEIRA, C.A.; BARAÚNA, A.C.; VITAL, M.J.S.; SILVA, K.; ZILLI, J.E. Isolamento, armazenamento e determinação da colonização por fungos “darkseptate” a partir de plantas de arroz. **Revista Agro@ambiente**, v. 5, p. 97-105, 2011.

RIBEIRO, M.C.; METZGER, J.P.; MARTENSEN, A.C.; PONZONI, F.J.; HIROTA, M.M. The Brazilian Atlantic forest: how much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Conservation Biological**, v. 142, p. 1141-1153, 2009.

RIGOBELLO, E.C.; NAHAS, E. Seasonal fluctuations of bacterial population and microbial activity in soils cultivated with eucalyptus and *pinus*. **Scientia Agricola**, v. 61, n. 1, p. 88-93, 2004

RIGONATO, J.; KENT, A.D.; ALVARENGA, D.O.; ANDREOTE, F.D.; BEIRIGO, F.M.; VIDAL-TORRADO, P.; FIORE, M.F. Drivers of cyanobacterial diversity and community composition in mangrove soils in south-east, Brazil. **Environmental Microbiology**, v. 15, p. 1103-1114, 2012.

RIVERA-MONROY, V.H.; TWILLEY, R.R. The relative role of denitrification and immobilization in the fate of inorganic nitrogen in mangrove sediments (Terminos Lagoon, Mexico). **Limnology Oceanography**, v. 41, n. 2, p. 284-296, 1996.

RODRIGUES, H.J.B.; SÁ, L.D.A.; RUIVO, M.L.P.; COSTA, A.C.L.; SILVA, R.B.; MOURA, Q.L.; MELLO, I.F. Variabilidade quantitativa de população microbiana associada às condições microclimáticas observadas em solo de floresta tropical úmida. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v.26, p. 629-638, 2011.

ROGERS, B.F.; TATE, R.L. Temporal analysis of the soil microbial community along a toposequence in Pineland soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 33, n. 10, p. 1389-1401, 2001.

ROGERS, D.; ASCE, M.; BOUTWELL, G.P.; ASCE, F.; SCHMITZ, D.W.; KARADENIZ, D.; WATKINS, C.M.; ATHANASOPOULOS-ZEKKOS, A. G.; ASCE, S.M.; COBOS-ROA, D. Geologic Conditions Underlying the 2005 17th Street Canal Levee Failure in New Orleans. **Journal of Geotechnical and Geoenvironmental Engineering**, v. 134, p. 583-601, 2008.

RONDÁN-SANABRIA, G.G.; VALCARCEL-YAMANI, B.; FINARDI-FILHO, F. Effects on starch and amylolytic enzymes during *Lepidium meyenii* Walpers root storage. **Food Chemistry**, v. 134, p. 1461-1467, 2012.

RUIVO, M.L.P.; PEREIRA, S.B.; BUSSETI, E.P.C.; COSTA, R.F.; QUANZ, B.; NAGAISHI, T.Y.; OLIVEIRA, P.J.; MEIR, P.; MALHI, Y. Propriedades do solo e fluxo de CO₂ em Caxiuanã, Pará: experimento LBA- Esecaflo. In: KLEIN, E.L.; VASQUEZ, M.L.; ROSA-COSTA, M.L. (Orgs.) **Contribuições à Geologia da Amazônia**, V.3. SBG-Núcleo Norte, 2002, p. 291-299.

SACRAMENTO, A.C.; ZICKEL, C.S.; ALMEIDA JR., E.B. Aspectos florísticos da vegetação de restinga no litoral de Pernambuco. **Revista Árvore**, v. 31, p. 1121-1130, 2007.

SALES, T.M.; SILVA, G.B.; LUSTOSA, D.C.; BATISTA, T.F.C. Diversidade de bactérias de solo em clareiras e floresta nativa provenientes de áreas de terra firme alteradas pela exploração de petróleo. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA AMAZÔNIA ORIENTAL, 12, 2008, Belém. **Anais...** Belém: Embrapa, 2008.

SÁNCHEZ-ARIAS, L.E.; PAOLINI, J.; RODRÍGUEZ, J.P. Dinámica de las propiedades del suelo en bosques de *Rhizophora mangle* L. (Rhizophoraceae) en Isla de Margarita, Venezuela. **Revista de Biología Tropical**, v. 58, n. 2, p. 547-564, 2010.

SANTOS, G.A.; CAMARGO, F.A.O. **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. 1.ed. Porto Alegre: Genesis Edições, 1999.

SANTOS, M.F.; SERAFI, H.; SANO, P.T. Fisionomia e composição da vegetação florestal na Serra do Cipó, MG, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 793-814, 2011.

SANTOS, M.J.S.; SOUZA, H.T.R.; SOUZA, R.M. Biomonitoramento através de indicadores ambientais abióticos – Mata do Junco (Capela-SE). **Scientia Plena**, v. 3, p. 142-151, 2007.

SARAVANAKUMAR, A.; RAJKUMAR, M.; SUN, J.; SEREBIAH, J.S.; THIVAKARAN, G.A. Forest structure of arid zone mangroves in relation to their physical and chemical environment in the western Gulf of Kachchh, Gujarat, Northwest coast of India. **Journal Coastal Conservation**, v. 13, p. 217–234, 2009.

SARDANS, J.; PEÑUELAS, J. Drought decreases soil enzyme activity in a Mediterranean holm oak forest. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 37, p. 455-461, 2005.

SATO, T.; ATOMI, H. **Microbial inorganic carbon fixation**. In: Encyclopedia of life science. Chichester: John Wiley and Sons Ltd., p. 12, 2010.

SAYER, E.J.; WRIGHT, J.; TANNER, E.V.J.; YAVITT, J.B.; HARMS, K.E.; POWERS, J.S.; KASPARI, M.; GARCIA, M.N.; TURNER, B.L. Variable responses of lowland tropical forest nutrient status to fertilization and litter manipulation. **Ecosystems**, v. 15, p. 387–400, 2012.

SCHAEFFER-NOVELLI, Y. **Manguezal: ecossistema entre a terra e o mar**. São Paulo, Caribbean Ecological Research, 1995.

SCHMIDT, E.L.; BELSER, L.W. Autotrophic nitrifying bacteria. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, D.; SMITH, S. TABATABAI, A.; WOLLUM, A. (Ed.). **Methods of soils analysis, part 2**. Madison: Microbiological and biochemical properties, SSSA Book, series n° 5, Soil Science Society of America Inc., p. 159-177, 1994.

SCHMIDT, E.L.; BELSER, L.W. **Nitrifying bacteria**. 2. ed. Wisconsin: Soil Science Society of America, p. 1027-1042, 1982. (Methods of Soil Analysis: part 2, Chemical and Microbiological Properties, 9).

SESHADRI, B.; BOLAN, N.S.; NAIDU, R.; BRODIE, K. The role of coal combustion products in managing the bioavailability of nutrients and heavy metals in soils. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 10, p. 378–398, 2010.

SESSITSCH, A.; WEILHARTER, A.; GERZABEK, M.H.; KIRCHMANN, H.; KANDELER, E. Microbial population structures in soil particle size fractions of a long-term fertilizer field experiment. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 67, p. 4215–4224, 2001.

SHAW, A.N.; DeFOREST, J.L. The cycling of readily available phosphorus in response to elevated phosphate in acidic temperate deciduous forests. **Applied Soil Ecology**, v. 63 p. 88–93, 2013.

SHEELA, F.K. **Ecophysiology of some species of mangroves of Kerala**. University of Calicut, p. 1429. 2008.

SHELAR, P.S.; REDDY, V.K.; SHELAR, G.S.; REDDY, V.S. Medicinal value of mangroves and its antimicrobial properties – a review. **Continental Journal of Fisheries and Aquatic Science**, v. 6, p. 26-37, 2012.

SHER, Y.; BARAM, S.; DAHAN, O.; RONEN, Z.; NEJIDAT, A. Ammonia transformations and abundance of ammonia. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 81, p. 145-155, 2012.

SHERMAN, C.; STEINBERGER, Y. Microbial Functional Diversity Associated with Plant Litter Decomposition Along a Climatic Gradient. **Microbial Ecology**, v. 64, p. 399–415, 2012.

SILVA, C.F.S.; PEREIRA, M.G.; MIGUEL, D.L.; FEITORA, J.C.F.; LOSS, A.; MENEZES, C.E.G.; SILVA, E.M.R. Carbono orgânico total, biomassa microbiana e atividade enzimática do solo de áreas agrícolas, florestais e pastagem no médio Vale do Paraíba do Sul (RJ). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, n. 6, p. 1680-1689, 2012.

SILVA, F.S.; PEREIRA, D.C.; NUÑEZ, L.S.; KREPSKY, N.; FONTANA, L.F.; BAPTISTA NETO, J.A. Bacteriological study of the superficial sediments of Guanabara Bay, RJ, Brazil. **Brazilian Journal of Oceanography**, v. 56, p. 13-22, 2008.

SILVA, R.M.; MEHLIG, U.L.F.; SANTOS, J.U.M.; MENEZES, M.P.M. The coastal restinga vegetation of Pará, Brazilian Amazon: a synthesis. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 33, p. 563-573, 2010.

SILVA, W.M.; CREMON, C.; MAPELI, N.B.; FERRI, M.; MAGALHÃES, W.A. Atividade microbiana e decomposição de diferentes resíduos orgânicos em um solo sob condições de campo e estresse hídrico simulado. **Agrarian**, v. 2, n. 6, p. 33-46, 2010.

SILVA, L.B.; DICK, D.P.; INDA JUNIOR, A.V. Solos subtropicais de altitude: Características químicas, teor de matéria orgânica e sua resistência à oxidação química. **Ciência Rural**, v. 38, p. 1167-1171, 2008.

SILVEIRA, N.D.; PEREIRA, M.G.; POLIDORO, J.C.; TAVARES, S.R.L.; MELLO, R.B. Aporte de nutrientes e biomassa via serapilheira em sistemas agroflorestais em Paraty (RJ). **Ciência Florestal**, v. 17, p. 129-136, 2007.

SIMS, J.R.; HABY, V.A. Simplified colorimetric determination of soil organic matter. **Soil Science**, v. 112, n. 2, p. 137-141, 1971.

SINGH K.; SINGH, B.; SING, R.R. Changes in physico-chemical, microbial and enzymatic activities during restoration of degraded sodic land: Ecological suitability of mixed forest over monoculture plantation. **Catena**, v. 96, p. 57–67, 2012.

SOUTO, P. C.; SOUTO, J.S.; MIRANDA, J.R.P.; SANTOS, R.V.; ALVES, A.R. Comunidade microbiana e mesofauna edáficas em solo sob Caatinga no semi-árido da Paraíba. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 32, p. 151-160, 2008.

SOUTO, P.C. **Acumulação e decomposição da serapilheira e distribuição de organismos edáficos em área de caatinga na Paraíba, Brasil**. 110p. 2006. Tese (Doutorado em Biologia) – UFPB, 2006.

SOUZA, V.F.; SANTORO, A.F.; WEERELT, M.V.; ENRICH-PRAST, A. Sediment denitrification, DNRA and anammox rates in tropical floodplain lake (Pantanal, Brazil). **Oecologia Australis**, v. 16, p. 734-744, 2012.

SOUZA-JÚNIOR, R.F.; OLIVEIRA, F.H.T.; SANTOS, H.C.; FREIRE, F.J.; ARRUDA, J.A. Frações de fósforo inorgânico do solo e suas correlações com o fósforo quantificado por extratores e pelo milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, n. 1, p. 159-170, 2012.

SPALDING, M.; COLLINS, M.K.L. **World Map of Mangroves**, 2010.

STEENWERTHA, K.L.; DRENOVSKYB, R.E.; LAMBERTA, J.-J.; KLUEPFELA, D.A.; SCOWB, K.M.; SMARTA, D.R. Soil morphology, depth and grapevine root frequency influence microbial communities in a Pinot noir vineyard. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 1330–1340, 2008.

TABATABAI, M.A.; BREMNER, J.M. Arylsulfatase activity of soils. **Soil Science Society of America Proceedings**, v. 34, p. 225-229, 1969.

TERROR, V.L.; SOUSA, H.C.; KOZOVITS, A.R. Produção, decomposição e qualidade nutricional da serapilheira foliar em uma floresta paludosa de altitude. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 113-121, 2011.

TIECHER, T.; SANTOS, D.R.; KAMINSKI, J.; CALEGARI, A. Forms of inorganic phosphorus in soil under different long term soil tillage systems and winter crops. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 271–281, 2012.

TIEDJE, J. M.; CHO, J. C.; MURRAY, A.; TREVES, D.; XIA, B.; AHOU, J. Soil teeming with life: new frontiers for soil science. In: REES, R. M.; BALL, B. C.; CAMPEBELL, C. D.; WATSON, C. A. (Org.). **Sustainable management of soil organic matter**. Wallingford: CAB International, 2001. p. 393-412.

TRANNIN, I.C.B.; SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S. Características biológicas do solo indicadoras de qualidade após dois anos de aplicação de bio sólido industrial e cultivo de milho. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 31, p. 1173-1184, 2007.

TRASAR-CEPEDA, C.; LEIRÓS, M. C.; GIL-SOTRES, F. Hydrolitic enzyme activities in agricultural and forest soils. Some implications for their use as indicators of soil quality. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 2146-2155, 2008.

TRISSI, A.N.; BOUHSINI, M.E.; ALSALTI A. M.N.; KORFF, M.V.; HAMWIEH, A.; SKINNER, M.; PARKER, B.L.; BAUM, M. Genetic diversity among summer and winter *Beauveria bassiana* populations as revealed by AFLP analysis. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 16, p. 269–273, 2013.

UCHIDA, Y.; VON REIN, I.; AKIYAMA, H.; YAGI, K. Contribution of nitrification and denitrification to nitrous oxide emissions in Andosol and from Fluvisol after coated urea application. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 59, p. 46-55, 2013.

VALPASSOS, M.A.R.; MALTONI, K.L.; CASSIOLATO, A.M.R.; NAHAS, E. Recovery of soil microbiological properties in a degraded area planted with *Corymbia citriodora* and *Leucaena leucocephala*. **Scientia Agricola**, v. 64, p. 68-72, 2007.

VAN-THUOC, D.; HUU-PHONG, T.; THI-BINH, N.; THI-THO, N.; MINH-LAM, D.; QUILLAGUAMA´N, J. Polyester production by halophilic and halotolerant bacterial strains obtained from mangrove soil samples located in Northern Vietnam. **MicrobiologyOpen**, v. 1, p. 395–406, 2012.

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO₂ e N mineral de um podzólico vermelho-escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 24, p. 35-42. 2000.

VARJABEDIAN, R. **Lei da Mata Atlântica: retrocesso ambiental**. Estudos avançados, v. 24, p. 147-160, 2011.

VASCONCELLOS, R.L.F.; BONFIM, J.A.; ANDREOTE, F.D.; MENDES, L.W.; BARETTA, D.; CARDOSO, E.J.B.N. Microbiological indicators of soil quality in a riparian forest recovery gradient. **Ecological Engineering**, v. 53, p. 313-320, 2013.

VASSILEV, N.; VASSILEVA, M.; FENICE, M.; FEDERICI, F. Immobilized cell technology applied in solubilization of insoluble inorganic (rock) phosphates and P plant acquisition. **Bioresource Technology**, v. 79, n. 3, p. 263-271, 2001.

VAZQUEZ, P.; HOLGUIN, G.; PUENTE, M.E.; LOPEZ-CORTES, A.; BASHAN, Y. Phosphate-solubilizing microorganisms associated with the rhizosphere of mangroves in a semiarid coastal lagoon. **Biology and Fertility of Soils**, v. 30, p. 460-468, 2000.

VIANA, L.V.; BUSTAMANTE, M.M.C.; PINTO, A.A.; KISSELLE, K.; ZEPP, R.; BURKE, R.A. Microbial communities in Cerrado soils under native vegetation subjected to prescribed fire and under pasture. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, p. 1665-1672, 2011.

VIEIRA, F.C.S.; NAHAS, E. Comparison of microbial numbers in soils by using various culture media and temperatures. **Microbiological Research**, Jena, v. 160, p. 197-202, 2005.

VIEIRA, M.; SCHUMACHER, M.V. Exportação de nutrientes pela colheita do Pinus. **Caderno de Pesquisa Série Biologia**, v. 22, n. 3, p. 13-23, 2010.

VILELA, V.M.F.M.; BRASSALOTI, R.A.; BERTOLUCI, J. Anurofauna da floresta de restinga do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, Sudeste do Brasil: composição de espécies e uso de sítios reprodutivos. **Biota Neotropical**, v. 11, p. 83-93, 2011.

WARING, B.G.; WEINTRAUB, S.R.; SINSABAUGH, R.L. Ecoenzymatic stoichiometry of microbial nutrient acquisition in tropical soils. **Biogeochemistry**, v. x, p. x, 2013.

WATANABE, F.S.; OLSEN, S.R. Test of an ascorbic acid method for determining phosphorous in water and NaHCO₃ extracts from soils. **Soil Science Society of America Journal**, v. 29, n. 6, p. 677-678, 1965.

WEEDON, J.T.; KOWALCHUK, G.A.; AERTS, R.; HAL J.; LOGTESTIJN, R.; TAS, N.; RÖLING, W.F.M.; BODEGOM, P.M. Summer warming accelerates sub-arctic peatland nitrogen cycling without changing enzyme pools or microbial community structure. **Global Change Biology**, v. 18, p. 138–150, 2012.

WEEDON, J.T.; KOWALCHUK, G.A.; AERTS, R.; HAL, J.; LOGTESTIJN, R.; NESLIHAN, T.; RÖLING, W.F.M.; BODEGOM, P.M. Summer warming accelerates sub-arctic peatland nitrogen cycling without changing enzyme pools or microbial community structure. **Global Change Biology**, v. 18, p. 138-150, 2012.

WEI, X.; SHAO, M.; FU, X.; ÅGREN G.I.; YIN, X. The effects of land use on soil N mineralization during the growing season on the northern Loess Plateau of China. **Geoderma**, v. 160, p. 590-598, 2011.

WENDLING, B.; VINHAL-FREITAS, I.C.; OLIVEIRA, R.C.; BABATA, M.M.; BORGES, E.N. Densidade, agregação e porosidade do solo em áreas de conversão do cerrado em floresta de pinus, pastagem e plantio direto. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 1, p. 256-265, 2012.

WICK, B.; KÜHNE, R.F. & VLEK, P.L.G. Soil microbiological parameters as indicators of soil quality under improved fallow management systems in south-western Nigeria. **Plant Soil**, v. 202, p. 97-107, 2002.

WIESMEIER, M.; PRIETZEL, J.; BARTHOLD, F.; SPÖRLEIN, P.; GEU, P.; HANGEN, E.; REISCHL, A.; SCHILLING, B.; LÜTZOW, M.V.; KÖGEL-KNABNER, I. Storage and drivers of organic carbon in forest soils of southeast Germany (Bavaria) – Implications for carbon sequestration. **Forest Ecology and Management**, v. 295, p. 162–172, 2013.

WILLIAMS, M.A.; JANGID, K.; SHANMUGAM, S.G.; WHITMAN, W.B. Bacterial communities in soil mimic patterns of vegetative succession and ecosystem climax but are resilient to change between seasons. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 57, p. 749-757, 2013.

WILLIAMS, S.T.; DAVIES, F. L. Use of antibiotics for selective isolation and enumeration of actinomycetes in soil. **Journal of General Microbiology**, v. 38, p. 251-261, 1965.

WOLLUM, A.G. Cultural methods for soil microorganisms. In: Page, A. L.; MILLER, R.H.; KEENEY, D.R. (Ed.). **Methods of soil analysis**. Madison: Soil Science Society of America, p. 781-802, 1982.

ZAHRAN, H.H. Diversity, adaptation and activity of the bacterial flora in saline environments. **Biology and Fertility of Soils**, v. 25, p. 211-223, 1997.

ZHANG, B.; WANG, H.; YAO, S.; BI, L. Litter quantity confers soil functional resilience through mediating soil biophysical habitat and microbial community structure on an eroded bare land restored with mono *Pinus massoniana*. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 57, p. 556-567, 2013.

ZHANG, J.Z.; LI, Z.M.; MEI, L.; YAO, J.L.; HU, C.G. PtFLC homolog from trifoliolate orange (*Poncirus trifoliata*) is regulated by alternative splicing and experiences seasonal fluctuation in expression level. **Planta**, v. 229, p. 847–859, 2009.

ZHOU, S.; SAKIYAMA, Y.; SHOHEI, R.; SONG, X.; TERADA, A.; HOSOMI, M. Assessing nitrification and denitrification in a paddy soil with different water dynamics and applied liquid cattle waste using the ¹⁵N isotopic technique. **Science of the Total Environment**, v. 430, p. 93–100, 2012.

ANEXOS

Tabela 4. Densidade populacional de bactérias totais nos diferentes solos costeiros.

Ecossistemas	UFC x 10 ⁵ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	9,7 <i>BaA</i>	8,0 <i>BbA</i>	9,1 <i>BaA</i>	6,2 <i>BbB</i>	8,1 <i>BaB</i>	5,2 <i>BbC</i>	7,7 B
Restinga	6,0 <i>CbA</i>	7,1 <i>BaA</i>	6,1 <i>CaA</i>	4,3 <i>CbB</i>	6,0 <i>CaA</i>	4,0 <i>CbB</i>	5,6 C
Floresta	151,6 <i>AaA</i>	92,6 <i>AbA</i>	149,5 <i>AaA</i>	80,4 <i>AbA</i>	141,8 <i>AaA</i>	65,8 <i>AbB</i>	113,6 A
Média	55,8 <i>aA</i>	35,9 <i>bA</i>	54,9 <i>aA</i>	30,3 <i>bB</i>	52,0 <i>aA</i>	25,0 <i>bC</i>	
Média (Prof)	45,8 <i>a</i>		42,6 <i>b</i>		38,5 <i>c</i>		
Média (Est)	54,2 <i>a</i>	30,4 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		1917,70 ^{***}					
Teste F (Prof)		6,79 [*]					
Teste F (Est)		213,44 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		3,87 [*]					
Teste F (Eco x Est)		184,44 ^{***}					
Teste F (Prof x Est)		1,63 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,78 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,03					
DMS 5% (Prof)		0,03					
DMS 5% (Est)		0,02					
CV		0,76					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 5. Densidade populacional de bactérias esporuladas nos diferentes solos costeiros.

Ecossistemas	UFC x 10 ⁴ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	3,9 <i>BaA</i>	2,3 <i>BbA</i>	3,5 <i>BaA</i>	2,4 <i>AbA</i>	3,0 <i>BaB</i>	2,3 <i>BbA</i>	2,9 B
Restinga	2,2 <i>CaA</i>	2,5 <i>BaA</i>	2,2 <i>CaA</i>	1,9 <i>AbB</i>	2,2 <i>CaA</i>	1,6 <i>CbB</i>	2,1 C
Floresta	51,3 <i>AaA</i>	42,8 <i>AbA</i>	48,8 <i>AaA</i>	39,6 <i>AbA</i>	44,9 <i>AaA</i>	36,3 <i>AbA</i>	44,0 A
Média	19,1 <i>aA</i>	15,9 <i>bA</i>	18,2 <i>aAB</i>	14,6 <i>bB</i>	16,7 <i>aB</i>	13,4 <i>bB</i>	
Média (Prof)	17,5 <i>a</i>		16,4 <i>b</i>		15,1 <i>c</i>		
Média (Est)	18,0 <i>a</i>	14,6 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		2036,29 ^{***}					
Teste F (Prof)		5,04 [*]					
Teste F (Est)		30,23 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		3,62 [*]					
Teste F (Eco x Est)		19,64 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		0,03 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,08 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,03					
DMS 5% (Prof)		0,03					
DMS 5% (Est)		0,02					
CV		1,03					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em itálico, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não itálico, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 6. Densidade populacional de bactérias Gram-negativas nos diferentes solos costeiros.

Ecosistemas	UFC x 10 ⁴ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	2,7 <i>BaA</i>	2,8 <i>BaA</i>	2,9 <i>BaA</i>	3,0 <i>BaA</i>	2,5 <i>BbA</i>	2,9 <i>BaA</i>	2,8 B
Restinga	1,8 <i>CaA</i>	1,8 <i>CaA</i>	1,6 <i>CaA</i>	1,5 <i>CaB</i>	1,6 <i>CaA</i>	1,6 <i>CaB</i>	1,6 C
Floresta	91,0 <i>AaA</i>	56,2 <i>AbA</i>	83,6 <i>AaA</i>	47,9 <i>AbA</i>	69,1 <i>AaB</i>	35,2 <i>AbB</i>	63,8 A
Média	31,8 <i>aA</i>	20,3 <i>bA</i>	29,3 <i>aA</i>	17,5 <i>bAB</i>	24,4 <i>aB</i>	13,2 <i>bB</i>	
Média (Prof)		26,1 <i>a</i>		23,4 <i>a</i>		18,8 <i>b</i>	
Média (Est)	28,5 <i>a</i>	17,0 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		2304,47 ^{***}					
Teste F (Prof)		24,35 ^{**}					
Teste F (Est)		181,84 ^{***}					
Teste F (Eco x Prof)		23,61 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		184,89 ^{***}					
Teste F (Prof x Est)		0,05 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,03 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,03					
DMS 5% (Prof)		0,03					
DMS 5% (Est)		0,02					
CV		1,09					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 7. Densidade populacional de bactérias nitrificantes nos diferentes solos costeiros.

Ecosistemas	UFC x 10 ³ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	44,9 <i>BaB</i>	28,7 <i>BbB</i>	88,7 <i>BaA</i>	92,4 <i>BaA</i>	76,7 <i>BaA</i>	87,2 <i>BaA</i>	69,8 B
Restinga	2,7 <i>CbC</i>	4,4 <i>CaB</i>	3,2 <i>CaB</i>	3,5 <i>CaC</i>	4,4 <i>CaA</i>	5,8 <i>BaA</i>	34,0 C
Floresta	2013,3 <i>AaA</i>	627,0 <i>AbA</i>	735,6 <i>AaB</i>	277,0 <i>AbB</i>	448,8 <i>AaC</i>	184,6 <i>AbC</i>	714,4 A
Média	687,0 <i>aA</i>	220,0 <i>aA</i>	275,9 <i>aA</i>	124,3 <i>aA</i>	176,6 <i>aA</i>	92,5 <i>aA</i>	
Média (Prof)		453,5 <i>a</i>		200,1 <i>b</i>		134,6 <i>c</i>	
Média (Est)	379,8 <i>a</i>	145,6 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		7,60 ^{**}					
Teste F (Prof)		1,40 ^{ns}					
Teste F (Est)		2,03 [*]					
Teste F (Eco x Prof)		1,64 ^{ns}					
Teste F (Eco x Est)		2,03 ^{ns}					
Teste F (Prof x Est)		0,52 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,48 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,29					
DMS 5% (Prof)		0,29					
DMS 5% (Est)		0,20					
CV		10,27					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 8. Densidade populacional de bactérias desnitrificantes nos diferentes solos costeiros.

Ecosistemas	UFC x 10 ² g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	232,7 <i>BaC</i>	122,0 <i>BbB</i>	372,3 <i>BaB</i>	149,5 <i>BbB</i>	1008,3 <i>AaA</i>	577,7 <i>AbA</i>	410,4 <i>A</i>
Restinga	1,1 <i>CbC</i>	57,0 <i>CaB</i>	3,7 <i>CbB</i>	67,9 <i>CaA</i>	6,6 <i>CbA</i>	75,7 <i>BaA</i>	35,4 <i>B</i>
Floresta	441,4 <i>AaB</i>	203,7 <i>AbC</i>	538,2 <i>AaA</i>	390,3 <i>AbB</i>	662,6 <i>BbA</i>	478,2 <i>AbA</i>	452,4 <i>A</i>
Média	225,1 <i>aB</i>	127,6 <i>aA</i>	304,7 <i>aAB</i>	202,6 <i>aA</i>	559,2 <i>aA</i>	337,2 <i>aA</i>	
Média (Prof)		176,3 <i>b</i>		253,6 <i>b</i>		468,2 <i>a</i>	
Média (Est)	363,0 <i>b</i>	235,8 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		9,67 ^{**}					
Teste F (Prof)		4,19 ^{**}					
Teste F (Est)		2,22 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof)		1,79 ^{ns}					
Teste F (Eco x Est)		1,29 ^{ns}					
Teste F (Prof x Est)		0,10 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,17 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,27					
DMS 5% (Prof)		0,27					
DMS 5% (Est)		0,19					
CV		11,22					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 9. Densidade populacional de actinobactérias nos diferentes solos costeiros.

Ecosistemas	UFC x 10 ³ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	1,8 <i>BaA</i>	1,7 <i>BaA</i>	1,4 <i>BaA</i>	1,5 <i>BaA</i>	1,4 <i>BbA</i>	1,9 <i>BaA</i>	1,6 <i>B</i>
Restinga	1,5 <i>BaA</i>	1,4 <i>BaA</i>	1,6 <i>BaA</i>	1,5 <i>BaA</i>	1,3 <i>BaA</i>	1,2 <i>CaA</i>	1,4 <i>B</i>
Floresta	87,9 <i>AaA</i>	88,9 <i>AaA</i>	64,29 <i>AaB</i>	61,6 <i>AaB</i>	53,4 <i>AaB</i>	51,5 <i>AaB</i>	67,9 <i>A</i>
Média	30,4 <i>aA</i>	30,7 <i>aA</i>	22,4 <i>aAB</i>	21,5 <i>aA</i>	18,7 <i>aB</i>	18,2 <i>aA</i>	
Média (Prof)		30,5 <i>a</i>		22,0 <i>b</i>		18,5 <i>b</i>	
Média (Est)	23,8 <i>a</i>	23,5 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		474,49 ^{***}					
Teste F (Prof)		12,47 ^{**}					
Teste F (Est)		0,03 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof)		12,19 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		0,04 ^{ns}					
Teste F (Prof x Est)		0,03 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,04 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,07					
DMS 5% (Prof)		0,07					
DMS 5% (Est)		0,05					
CV		2,91					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 10. Densidade populacional de fungos nos diferentes solos costeiros.

Ecosistemas	UFC x 10 ² g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	7,9 <i>BbA</i>	13,4 <i>BaA</i>	7,3 <i>BaA</i>	8,7 <i>BaB</i>	6,1 <i>BbA</i>	8,9 <i>BaB</i>	8,7 C
Restinga	11,6 <i>CbA</i>	23,3 <i>CaA</i>	11,7 <i>CbA</i>	20,6 <i>CaA</i>	11,1 <i>CbA</i>	16,5 <i>CaB</i>	15,8 B
Floresta	501,8 <i>AbA</i>	710,1 <i>AaA</i>	461,7 <i>AaA</i>	544,7 <i>AaB</i>	416,3 <i>AaA</i>	502,9 <i>AaB</i>	522,9 A
Média	173,6 <i>bA</i>	248,9 <i>aA</i>	160,3 <i>bA</i>	191,4 <i>Ba</i>	144,5 <i>bB</i>	176,1 <i>aB</i>	
Média (Prof)	211,3 <i>a</i>		175,8 <i>b</i>		160,3 <i>c</i>		
Média (Est)	159,5 <i>b</i>	205,5 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		1247,35 ^{***}					
Teste F (Prof)		9,82 ^{**}					
Teste F (Est)		22,72 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		8,60 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		17,25 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		2,29 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		1,90 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,05					
DMS 5% (Prof)		0,05					
DMS 5% (Est)		0,03					
CV		2,09					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 11. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade respiratória do solo.

Ecosistemas	mg CO ₂ g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	91,9 <i>AaA</i>	91,1 <i>BaA</i>	59,5 <i>BaB</i>	56,4 <i>BaB</i>	54,0 <i>AaB</i>	51,1 <i>AaB</i>	67,3 B
Restinga	8,8 <i>CaA</i>	11,4 <i>CaA</i>	16,3 <i>CaA</i>	17,5 <i>CaA</i>	10,1 <i>BaA</i>	12,3 <i>BaA</i>	12,7 C
Floresta	111,3 <i>AaA</i>	100,2 <i>AaA</i>	105,6 <i>AaA</i>	71,7 <i>AbB</i>	47,7 <i>AaB</i>	44,9 <i>AaC</i>	80,2 A
Média	70,7 <i>aA</i>	67,6 <i>aA</i>	60,5 <i>aB</i>	48,5 <i>bB</i>	37,3 <i>aC</i>	36,1 <i>aC</i>	
Média (Prof)	69,1 <i>a</i>		54,5 <i>b</i>		36,7 <i>c</i>		
Média (Est)	56,1 <i>a</i>	50,7 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		478,13 ^{***}					
Teste F (Prof)		98,23 ^{***}					
Teste F (Est)		8,18 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		37,44 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		8,16 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		3,05 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		2,54 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		5,55					
DMS 5% (Prof)		5,55					
DMS 5% (Est)		3,77					
CV		16,80					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 12. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da desidrogenase do solo.

Ecossistemas	$\mu\text{g TFF g}^{-1}$ solo seco 24 h ⁻¹						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	27,2 <i>BaA</i>	22,4 <i>BbA</i>	25,3 <i>BaA</i>	20,4 <i>BbA</i>	22,2 <i>BaB</i>	19,2 <i>BaA</i>	22,8 B
Restinga	6,8 <i>CaA</i>	8,4 <i>CaA</i>	6,3 <i>CaA</i>	8,9 <i>CaA</i>	5,9 <i>CaA</i>	8,1 <i>CaA</i>	7,4 C
Floresta	50,2 <i>AaA</i>	39,1 <i>AbA</i>	41,9 <i>AaB</i>	31,1 <i>AbA</i>	39,8 <i>AaB</i>	25,5 <i>AbA</i>	37,9 A
Média	28,1 <i>aA</i>	23,3 <i>bA</i>	24,5 <i>aB</i>	20,2 <i>bB</i>	22,6 <i>aB</i>	17,6 <i>bC</i>	
Média (Prof)	25,7 <i>a</i>		22,3 <i>b</i>		20,1 <i>c</i>		
Média (Est)	25,1 <i>a</i>	20,3 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		985,22 ***					
Teste F (Prof)		33,22 **					
Teste F (Est)		70,56 **					
Teste F (Eco x Prof)		12,92 **					
Teste F (Eco x Est)		53,47 **					
Teste F (Prof x Est)		0,13 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,83 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		1,65					
DMS 5% (Prof)		1,65					
DMS 5% (Est)		1,12					
CV		11,74					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 13. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade amonificante do solo.

Ecossistemas	$\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{g}^{-1}$ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	179,6 <i>BaA</i>	170,9 <i>AaA</i>	169,2 <i>BaA</i>	166,3 <i>AaA</i>	134,9 <i>BaB</i>	133,6 <i>AaB</i>	159,1 A
Restinga	104,5 <i>CaA</i>	101,0 <i>CaA</i>	107,3 <i>CaA</i>	103,5 <i>CaA</i>	109,4 <i>CaA</i>	107,0 <i>BaA</i>	105,4 B
Floresta	216,1 <i>AaA</i>	153,8 <i>BbA</i>	195,2 <i>AaB</i>	141,6 <i>BbAB</i>	168,0 <i>AaC</i>	123,4 <i>ABbB</i>	166,3 A
Média	166,7 <i>aA</i>	141,9 <i>bA</i>	157,2 <i>aA</i>	137,1 <i>bA</i>	137,4 <i>aB</i>	121,3 <i>bB</i>	
Média (Prof)	154,3 <i>a</i>		147,2 <i>a</i>		129,4 <i>b</i>		
Média (Est)	153,8 <i>a</i>	133,4 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		176,76 ***					
Teste F (Prof)		23,36 **					
Teste F (Est)		44,12 **					
Teste F (Eco x Prof)		8,91 **					
Teste F (Eco x Est)		29,17 **					
Teste F (Prof x Est)		0,68 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,22 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		9,00					
DMS 5% (Prof)		9,00					
DMS 5% (Est)		6,12					
CV		10,13					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 14. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade nitrificante do solo.

Ecossistemas	$\mu\text{g N-NO}_3^- \text{ g}^{-1}$ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	122,6 <i>AaA</i>	85,6 <i>BbA</i>	106,3 <i>AaB</i>	85,7 <i>BbA</i>	108,6 <i>AaB</i>	77,4 <i>AbA</i>	97,7 A
Restinga	70,3 <i>BaA</i>	55,6 <i>CbA</i>	75,0 <i>BaA</i>	56,5 <i>CbA</i>	78,7 <i>BaA</i>	57,1 <i>BbA</i>	65,5 B
Floresta	132,5 <i>AaA</i>	122,9 <i>AaA</i>	109,2 <i>AaAB</i>	102,1 <i>AaB</i>	88,9 <i>ABaB</i>	80,1 <i>AaC</i>	105,9 A
Média	108,5 <i>aA</i>	88,0 <i>bA</i>	96,8 <i>aAB</i>	81,4 <i>bA</i>	92,1 <i>aB</i>	71,5 <i>bB</i>	
Média (Prof)		98,2 <i>a</i>		89,1 <i>ab</i>		81,8 <i>b</i>	
Média (Est)	99,1 <i>a</i>	80,3 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		50,31 ***					
Teste F (Prof)		7,49 **					
Teste F (Est)		29,17 **					
Teste F (Eco x Prof)		5,53 **					
Teste F (Eco x Est)		3,09 *					
Teste F (Prof x Est)		0,23 <i>ns</i>					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,26 <i>ns</i>					
DMS 5% (Eco)		10,19					
DMS 5% (Prof)		10,19					
DMS 5% (Est)		6,93					
CV		18,39					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 15. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da urease do solo.

Ecossistemas	$\mu\text{g N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ solo seco 3h ⁻¹						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	24,1 <i>BaA</i>	18,4 <i>BaA</i>	11,5 <i>BaB</i>	11,4 <i>BaA</i>	6,9 <i>BaB</i>	8,8 <i>BaA</i>	13,5 B
Restinga	8,7 <i>CaA</i>	7,0 <i>BaA</i>	4,9 <i>BaA</i>	3,9 <i>BaA</i>	3,4 <i>BaA</i>	3,8 <i>BaA</i>	5,3 C
Floresta	131,4 <i>AaA</i>	120,3 <i>AbA</i>	126,1 <i>AaA</i>	111,4 <i>AbA</i>	89,3 <i>AaB</i>	84,4 <i>AaB</i>	110,5 A
Média	54,7 <i>aA</i>	48,6 <i>bA</i>	47,5 <i>aB</i>	42,2 <i>aA</i>	33,2 <i>aC</i>	32,4 <i>aB</i>	
Média (Prof)		51,7 <i>a</i>		44,9 <i>b</i>		32,8 <i>c</i>	
Média (Est)	45,2 <i>a</i>	41,1 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		1714,96 ***					
Teste F (Prof)		45,75 ***					
Teste F (Est)		6,31 *					
Teste F (Eco x Prof)		17,58 **					
Teste F (Eco x Est)		3,55 *					
Teste F (Prof x Est)		1,01 <i>ns</i>					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,36 <i>ns</i>					
DMS 5% (Eco)		4,78					
DMS 5% (Prof)		4,78					
DMS 5% (Est)		3,25					
CV		17,96					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 16. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da protease do solo.

Ecossistemas	μg tirosina g^{-1} solo seco h^{-1}						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	58,4 <i>BaA</i>	46,8 <i>BbA</i>	54,8 <i>BaA</i>	44,0 <i>BbA</i>	48,1 <i>BaA</i>	39,4 <i>BaA</i>	48,6 B
Restinga	38,9 <i>CaA</i>	38,0 <i>BaA</i>	34,3 <i>CaA</i>	36,8 <i>BaA</i>	29,3 <i>CaA</i>	23,3 <i>CaB</i>	33,4 C
Floresta	84,3 <i>AaA</i>	69,6 <i>AbA</i>	79,2 <i>AaAB</i>	69,4 <i>AbA</i>	72,4 <i>BaB</i>	57,3 <i>AbB</i>	72,0 A
Média	60,5 <i>aA</i>	51,5 <i>bA</i>	56,1 <i>aAB</i>	50,1 <i>bA</i>	49,9 <i>aB</i>	40,0 <i>bB</i>	
Média (Prof)		56,0 <i>a</i>		53,1 <i>a</i>		45,0 <i>b</i>	
Média (Est)	55,5 <i>a</i>	47,2 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		206,18 ***					
Teste F (Prof)		17,80 **					
Teste F (Est)		28,43 **					
Teste F (Eco x Prof)		0,24 ^{ns}					
Teste F (Eco x Est)		5,13 *					
Teste F (Prof x Est)		0,56 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,38 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		4,59					
DMS 5% (Prof)		4,59					
DMS 5% (Est)		3,11					
CV		14,46					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 17. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade solubilizadora do solo.

Ecossistemas	μg P g^{-1} solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	5,1 <i>BaC</i>	4,9 <i>CaB</i>	7,2 <i>BaA</i>	6,9 <i>BaA</i>	6,2 <i>BaB</i>	6,6 <i>BaA</i>	6,2 C
Restinga	12,0 <i>AaA</i>	9,4 <i>BbA</i>	8,6 <i>BaB</i>	6,0 <i>BbB</i>	6,9 <i>BaC</i>	6,0 <i>BbB</i>	8,1 B
Floresta	13,9 <i>AaA</i>	13,7 <i>AaA</i>	11,5 <i>AaB</i>	10,9 <i>AaB</i>	9,6 <i>AaC</i>	9,0 <i>AaC</i>	11,4 A
Média	10,3 <i>aA</i>	9,3 <i>aA</i>	9,1 <i>aB</i>	7,9 <i>bB</i>	7,6 <i>aC</i>	7,2 <i>aB</i>	
Média (Prof)		9,8 <i>a</i>		8,5 <i>b</i>		7,4 <i>c</i>	
Média (Est)	9,0 <i>a</i>	8,2 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		105,95 ***					
Teste F (Prof)		22,46 **					
Teste F (Est)		8,08 **					
Teste F (Eco x Prof)		17,00 **					
Teste F (Eco x Est)		4,12 **					
Teste F (Prof x Est)		0,68 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,41 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,88					
DMS 5% (Prof)		0,88					
DMS 5% (Est)		0,60					
CV		16,51					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 18. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na atividade da fosfatase ácida do solo.

Ecossistemas	$\mu\text{g pNF g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	295,1 <i>CaA</i>	273,5 <i>CaA</i>	232,0 <i>CaA</i>	224,8 <i>BaA</i>	237,2 <i>CaA</i>	208,7 <i>BaA</i>	245,2 C
Restinga	515,9 <i>BaA</i>	452,0 <i>BaA</i>	441,9 <i>BaAB</i>	276,8 <i>BbB</i>	402,8 <i>BaB</i>	181,4 <i>BbC</i>	378,5 B
Floresta	1237,5 <i>AaB</i>	1152,9 <i>AbA</i>	1388,5 <i>AaA</i>	1151,1 <i>AbA</i>	1141,4 <i>AaC</i>	849,7 <i>AbB</i>	1153,5 A
Média	682,8 <i>aA</i>	626,1 <i>bA</i>	687,5 <i>aA</i>	550,9 <i>bB</i>	593,8 <i>aB</i>	413,3 <i>bC</i>	
Média (Prof)	654,5 <i>a</i>		619,2 <i>a</i>		503,5 <i>b</i>		
Média (Est)	654,7 <i>a</i>	530,1 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		1429,08 ***					
Teste F (Prof)		37,04 **					
Teste F (Est)		69,15 ***					
Teste F (Eco x Prof)		11,91 **					
Teste F (Eco x Est)		13,50 **					
Teste F (Prof x Est)		5,85 **					
Teste F (Eco x Prof x Est)		1,54 <i>ns</i>					
DMS 5% (Eco)		52,73					
DMS 5% (Prof)		52,73					
DMS 5% (Est)		35,85					
CV		12,00					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 19. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no teor de umidade do solo.

Ecossistemas	Umidade $\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	43,9 <i>AaB</i>	46,1 <i>AaA</i>	48,1 <i>AaA</i>	46,7 <i>AaA</i>	45,2 <i>AaB</i>	46,4 <i>AaA</i>	46,0 A
Restinga	3,3 <i>CaA</i>	3,6 <i>CaA</i>	4,1 <i>CaA</i>	3,8 <i>CaA</i>	4,5 <i>CaA</i>	4,6 <i>CaA</i>	4,0 C
Floresta	35,9 <i>BaA</i>	33,7 <i>BaA</i>	37,1 <i>BaA</i>	34,0 <i>BaA</i>	35,1 <i>BaA</i>	32,9 <i>BaA</i>	34,8 B
Média	27,7 <i>aA</i>	27,8 <i>aA</i>	29,8 <i>aA</i>	28,2 <i>aA</i>	28,3 <i>aA</i>	28,0 <i>aA</i>	
Média (Prof)	27,7 <i>a</i>		29,0 <i>a</i>		28,1 <i>a</i>		
Média (Est)	28,6 <i>a</i>	28,0 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		1975,07 ***					
Teste F (Prof)		1,67 <i>ns</i>					
Teste F (Est)		1,04 <i>ns</i>					
Teste F (Eco x Prof)		0,82 <i>ns</i>					
Teste F (Eco x Est)		2,93 <i>ns</i>					
Teste F (Prof x Est)		0,82 <i>ns</i>					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,25 <i>ns</i>					
DMS 5% (Eco)		1,66					
DMS 5% (Prof)		1,66					
DMS 5% (Est)		1,13					
CV		9,50					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 20. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no teor de matéria orgânica do solo.

Ecossistemas	Matéria Orgânica g 100 g ⁻¹						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	6,7 <i>BaA</i>	8,1 <i>AaA</i>	6,6 <i>BbA</i>	8,6 <i>AaA</i>	6,3 <i>BbA</i>	8,7 <i>AaA</i>	7,5 B
Restinga	0,5 <i>CaA</i>	0,8 <i>BaA</i>	0,4 <i>CaA</i>	0,3 <i>BaA</i>	0,3 <i>CaA</i>	0,3 <i>BaA</i>	0,4 C
Floresta	11,8 <i>AaA</i>	9,2 <i>AbA</i>	10,4 <i>AaB</i>	9,2 <i>AaA</i>	9,6 <i>AaB</i>	8,7 <i>AaA</i>	9,8 A
Média	6,4 <i>aA</i>	6,0 <i>aA</i>	5,8 <i>aA</i>	6,0 <i>aA</i>	5,4 <i>aA</i>	5,9 <i>aA</i>	
Média (Prof)		6,2 <i>a</i>		5,9 <i>a</i>		5,6 <i>a</i>	
Média (Est)	5,9 <i>a</i>	6,0 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		514,38 ^{***}					
Teste F (Prof)		1,59 ^{ns}					
Teste F (Est)		0,23 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof)		1,04 ^{ns}					
Teste F (Eco x Est)		16,92 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		0,92 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,53 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,73					
DMS 5% (Prof)		0,73					
DMS 5% (Est)		0,50					
CV		19,97					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 21. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no carbono orgânico total do solo.

Ecossistemas	mg C g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	17,8 <i>BaC</i>	17,0 <i>BaB</i>	21,0 <i>BaB</i>	19,1 <i>AbA</i>	23,1 <i>AaA</i>	21,1 <i>AbA</i>	19,8 B
Restinga	2,7 <i>CaA</i>	2,2 <i>CaA</i>	2,0 <i>CaA</i>	1,0 <i>BaA</i>	1,2 <i>BaA</i>	0,5 <i>CaA</i>	1,6 C
Floresta	28,2 <i>AaA</i>	22,2 <i>AbA</i>	23,9 <i>AaB</i>	19,4 <i>AbB</i>	21,0 <i>AaC</i>	17,3 <i>BbC</i>	22,0 A
Média	16,2 <i>aA</i>	13,8 <i>bA</i>	15,6 <i>aA</i>	13,2 <i>bA</i>	15,2 <i>aA</i>	13,0 <i>bA</i>	
Média (Prof)		15,0 <i>a</i>		14,4 <i>ab</i>		14,0 <i>b</i>	
Média (Est)	15,6 <i>a</i>	13,3 <i>b</i>					
Teste F (Eco)		2048,25 ^{***}					
Teste F (Prof)		3,91 ^{ns}					
Teste F (Est)		67,06 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		39,63 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		18,60 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		0,12 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		1,14 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,83					
DMS 5% (Prof)		0,83					
DMS 5% (Est)		0,57					
CV		9,36					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 22. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no carbono solúvel do solo.

Ecossistemas	mg C g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	0,7 <i>BaA</i>	0,6 <i>BaB</i>	0,7 <i>BaA</i>	0,8 <i>BaA</i>	0,8 <i>BaA</i>	0,8 <i>BaA</i>	0,7 B
Restinga	0,3 <i>CaA</i>	0,3 <i>CaA</i>	0,2 <i>CaA</i>	0,2 <i>CaB</i>	0,2 <i>CaA</i>	0,2 <i>CaB</i>	0,2 C
Floresta	1,8 <i>AaB</i>	1,7 <i>AbB</i>	2,1 <i>AaA</i>	2,0 <i>AbA</i>	1,7 <i>AaB</i>	1,7 <i>AbB</i>	1,8 A
Média	0,9 aB	0,9 aB	1,0 aA	0,8 aA	0,9 aB	0,9 aB	
Média (Prof)		0,9 b		1,0 a		0,9 b	
Média (Est)	1,0 a	0,9 b					
Teste F (Eco)		2816,80 ^{***}					
Teste F (Prof)		19,66 ^{**}					
Teste F (Est)		6,23 [*]					
Teste F (Eco x Prof)		14,60 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		1,48 ^{ns}					
Teste F (Prof x Est)		0,22 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		1,58 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		52,81					
DMS 5% (Prof)		52,81					
DMS 5% (Est)		35,81					
CV		9,23					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 23. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros nos carboidratos totais do solo.

Ecossistemas	mg C g ⁻¹ solo seco						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0-2		2-5		5-10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	0,8 <i>BaB</i>	0,8 <i>BaC</i>	1,1 <i>BaB</i>	0,9 <i>BaB</i>	1,3 <i>BaA</i>	1,3 <i>BaA</i>	1,0 B
Restinga	0,3 <i>CaA</i>	0,3 <i>CaA</i>	0,2 <i>CaB</i>	0,2 <i>CaB</i>	0,2 <i>CaB</i>	0,1 <i>CaC</i>	0,2 C
Floresta	3,8 <i>AaA</i>	2,8 <i>AbB</i>	3,3 <i>AaB</i>	3,0 <i>AbA</i>	3,2 <i>AaB</i>	2,7 <i>AbB</i>	3,1 A
Média	1,7 aA	1,3 bA	1,5 aB	1,3 bA	1,5 aAB	1,4 bA	
Média (Prof)		1,5 a		1,4 a		1,5 a	
Média (Est)	1,6 a	1,3 b					
Teste F (Eco)		4311,31 ^{***}					
Teste F (Prof)		0,83 ^{ns}					
Teste F (Est)		85,64 ^{***}					
Teste F (Eco x Prof)		33,00 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		43,53 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		6,27 [*]					
Teste F (Eco x Prof x Est)		10,85 ^{**}					
DMS 5% (Eco)		118,37					
DMS 5% (Prof)		118,37					
DMS 5% (Est)		80,48					
CV		8,74					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 24. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros no pH do solo.

Ecossistemas	pH						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	4,5 <i>AaA</i>	4,4 <i>BaA</i>	4,4 <i>AaB</i>	4,3 <i>AaA</i>	4,3 <i>AaB</i>	4,3 <i>AaA</i>	4,4 A
Restinga	4,2 <i>BbA</i>	4,6 <i>AaA</i>	4,2 <i>BbA</i>	4,3 <i>AaB</i>	4,1 <i>BbB</i>	4,4 <i>AaB</i>	4,3 A
Floresta	3,8 <i>CbA</i>	4,0 <i>CaA</i>	3,8 <i>CbA</i>	3,9 <i>BaA</i>	3,7 <i>CbA</i>	3,9 <i>BaA</i>	3,9 B
Média	4,2 <i>bA</i>	4,3 <i>aA</i>	4,1 <i>bA</i>	4,2 <i>aA</i>	4,1 <i>bA</i>	4,2 <i>aA</i>	
Média (Prof)		4,3 <i>a</i>		4,2 <i>b</i>		3,9 <i>b</i>	
Média (Est)	4,1 <i>b</i>	4,3 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		144,92 ^{***}					
Teste F (Prof)		8,57 [*]					
Teste F (Est)		27,12 ^{**}					
Teste F (Eco x Prof)		0,65 ^{ns}					
Teste F (Eco x Est)		14,05 ^{**}					
Teste F (Prof x Est)		0,32 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		1,80 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		0,08					
DMS 5% (Prof)		0,08					
DMS 5% (Est)		0,05					
CV		3,07					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.

Tabela 25. Efeito dos diferentes ecossistemas costeiros na salinidade do solo.

Ecossistemas	Salinidade mS cm ⁻¹						Média (Eco)
	Profundidade do solo (cm)						
	0 - 2		2 - 5		5 - 10		
	Verão	Inverno	Verão	Inverno	Verão	Inverno	
Manguezal	10,2 <i>AbA</i>	13,0 <i>AaA</i>	9,6 <i>AbA</i>	12,1 <i>AaA</i>	9,9 <i>AbA</i>	11,8 <i>AaA</i>	11,1 A
Restinga	0,02 <i>CbA</i>	0,03 <i>CaA</i>	0,01 <i>CbB</i>	0,02 <i>CaA</i>	0,01 <i>CbB</i>	0,02 <i>CaB</i>	0,02 C
Floresta	0,11 <i>BbA</i>	0,14 <i>BaA</i>	0,08 <i>BaB</i>	0,09 <i>BaB</i>	0,06 <i>BbC</i>	0,08 <i>BaB</i>	0,09 B
Média	3,5 <i>bA</i>	4,4 <i>aA</i>	3,2 <i>bB</i>	4,1 <i>aB</i>	3,3 <i>bB</i>	4,0 <i>aB</i>	
Média (Prof)		3,9 <i>a</i>		3,7 <i>b</i>		3,6 <i>b</i>	
Média (Est)	3,3 <i>b</i>	4,1 <i>a</i>					
Teste F (Eco)		16769,69 ^{***}					
Teste F (Prof)		16,36 ^{**}					
Teste F (Est)		236,53 ^{***}					
Teste F (Eco x Prof)		13,82 ^{**}					
Teste F (Eco x Est)		229,77 ^{***}					
Teste F (Prof x Est)		0,37 ^{ns}					
Teste F (Eco x Prof x Est)		0,34 ^{ns}					
DMS 5% (Eco)		165,25					
DMS 5% (Prof)		165,25					
DMS 5% (Est)		112,35					
CV		7,22					

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%: letra maiúscula em *itálico*, compara os ecossistemas, dentro de cada estação e profundidade; letra minúscula, compara verão com inverno, dentro de cada profundidade para cada ecossistema; letra maiúscula não *itálico*, compara as profundidades dentro de cada ecossistema para verão e inverno separadamente.



Comissão Técnico Científica - COTEC

TERMO DE COMPROMISSO JUNTO AO INSTITUTO FLORESTAL*

Processo SMA Nº	
Título do Projeto:	"Atributos Microbiológicos em Ecossistemas Costeiros"
Período de Execução:	01 / janeiro / 2011 a 01 / dezembro / 2012.
Equipe executora do projeto:	Prof. Dr. Ely Nahas e Breno Pupin

Responsável pelo Projeto: Prof. Dr. Ely Nahas	
RG: 3101411	CIC: 022072738-49
Residência: Av. Capitão Alberto Mendes Jr. 266	CEP: 14887-008
Email: enahas@fcav.unesp.br	DDD e Telefone: (16) 3202-1026

Instituição: Universidade Estadual Paulista - UNESP	Unidade: Jaboticabal
CGC: 48.031.918/0012-87	Inscrição Estadual: -
Endereço: Via de acesso Prof. Paulo D. Castellane, s/n	CEP: 14884-900
Representante legal da Instituição: Prof. Dr. Raul José Silva Girio	Cargo: Diretor Geral do Campus

Projeto financiado por: UNESP-Jaboticabal

O responsável e a(s) instituição(ões) relacionada(s) ao projeto supra, devidamente autorizado pelo Conselho Técnico do Instituto Florestal, compromete-se a:

1. Cumprir a Resolução SMA-25, de 8/11/2000, que dispõe sobre a Medida Provisória n.º 2052-3, de 27/11/2000, sobre o acesso ao patrimônio genético, a proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado, a repartição dos benefícios e o acesso à tecnologia e transferência de tecnologia para sua conservação e utilização.
2. Cumprir a Portaria do Diretor Geral do Instituto Florestal, de 23/01/90 que estabelece normas de uso para pesquisa nas áreas do Instituto Florestal por Técnicos externos, especialmente no que concerne a:
 - Remessa ao Instituto Florestal de qualquer tipo de publicação, gerada pela pesquisa;
 - Divulgação dos resultados da pesquisa, na qual deverá constar o nome da dependência onde ela foi realizada e do Instituto Florestal e,
 - Quando houver coleta de material botânico, exsicata(s) deverá(ão) ser encaminhada(s) ao Herbário D. Bento Pickel (SPSF) do Instituto Florestal.

* A área sombreada deve ser preenchida pelo responsável pelo projeto.



Comissão Técnico Científica – COTEC

3. Cumprir a Portaria do Diretor Geral do Instituto Florestal, de 19/07/93 "Estabelecendo que todas as pesquisas desenvolvidas, em quaisquer das dependências do Instituto Florestal ficam sujeitas à prévia assinatura de termo de compromisso sobre direitos e eventuais patentes delas decorrentes".
4. Cumprir a Instrução Normativa do Ministério do Meio Ambiente, IBAMA n° 154, de 1° de março de 2007, retificada em 14/03/2007, que fixa normas para a coleta de material biológico em unidades de conservação.
5. Cumprir o Decreto n.º 98.830 de 15/01/90, que dispõe sobre a coleta, por estrangeiros, de dados e materiais científicos no Brasil.

Declaro, outrossim, que eximo o Instituto Florestal de toda e qualquer responsabilidade em decorrência de acidentes que possam ocorrer comigo ou demais membros da equipe executora, em dependências do Instituto Florestal, e que me comprometo a retirar, até o final dos trabalhos, todos os materiais utilizados para a coleta de dados, tais como armadilhas, colares, fitas, placas, plaquetas, etc.

Jaboticabal, 13 de janeiro de 2011

Local e Data

Assinatura do Responsável pela Pesquisa#

Raul José Silva Grilo
 Unesp - Câmpus Jaboticabal
 DIRETOR

Assinatura e carimbo do Representante Legal da Instituição à qual o pesquisador é filiado#

Este documento é válido somente com a assinatura original. Assinaturas e documentos escaneados não são aceitos.



Comissão Técnico Científica – COTEC

TERMO DE RESPONSABILIDADE – RESOLUÇÃO SMA-25 DE 8/11/2000*

PROCESSO SMA N.º _____

Eu, Ely Nahas, profissão Engenheiro Agrônomo, Prof. Dr. da Universidade Estadual Paulista, Departamento de Produção Vegetal. R.G. 3101411, CIC 022072738/49, e-mail enahas@fcav.unesp.br, residente na Av. Capitão Alberto Mendes Jr., CEP 14887-008, Cidade de Jaboticabal, Estado de São Paulo, Telefone (016) 3202-1026, na qualidade de responsável pelo desenvolvimento do Projeto de Pesquisa intitulado "Atributos Microbiológicos em Ecossistemas Costeiros", financiado pela UNESP-Jaboticabal, com prazo de execução de 01 de janeiro de 2011 a 01 de dezembro de 2012, e a UNESP-Jaboticabal, Inscrição Estadual n.º - e CGC 48.031.918/0012-87, sediada na Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, s/n, representada legalmente por Prof. Dr. Raul José Silva Gírio, e com o ingresso devidamente autorizado pelo Conselho Técnico do Instituto Florestal, comprometo-me a:

1. Respeitar toda a legislação brasileira e tratados internacionais de proteção dos recursos naturais, toda a legislação brasileira relativa à pesquisa, expedições científicas, patentes e segredos de indústria; bem como todos os termos do Decreto n.º 2.519, de 16 de março de 1998, que promulga a Convenção sobre Diversidade Biológica, principalmente aqueles relacionados com acesso aos recursos genéticos, conhecimento tradicional e transferência de tecnologia;

2. Depositar pelo menos um exemplar de cada espécie ou amostra coletada, devidamente identificada, em instituição indicada pela Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo;

3. Elaborar e entregar ao órgão competente, da Secretaria de Meio Ambiente do Estado de São Paulo, relatórios semestrais da pesquisa, com o conteúdo mínimo de: resumo das atividades já executadas; descrição das coletas já realizadas (localização das coletas, período de coleta); discriminação e quantificação do tipo de material coletado, bem como indicação de seu uso e destino; descrição dos resultados já obtidos; cronograma das próximas atividades. A não entrega dos relatórios no prazo estipulado e/ou a conduta inadequada, ocasionará a imediata interrupção da pesquisa e da autorização concedida para ingressar na Unidade de conservação.

1º- a critério do órgão competente, a periodicidade da entrega dos relatórios poderá ser ampliada,

2º- o pesquisador poderá requerer sigilo sobre os dados apresentados nestes relatórios.

4. Requerer permissão, observada a legislação que rege a matéria, junto ao órgão competente, para o acesso aos componentes do patrimônio genético e prosseguimento da pesquisa quando os produtos ou processos decorrentes do desenvolvimento desta, possuírem aproveitamento comercial ou resultarem em pedidos de patentes.

5. Contribuir para a divulgação da Convenção sobre Diversidade Biológica no meio acadêmico, científico, técnico e popular, especialmente na região alvo da pesquisa.

* A área sombreada deve ser preenchida pelo responsável pelo projeto.



Comissão Técnico Científica - COTEC

Local e Data: Jaboticabal, 13 de janeiro de 2011

Assinatura# do Responsável pelo Projeto: _____

Assinatura# do Diretor Geral: _____

(ou equivalente da instituição à qual o pesquisador é filiado)

Raul José Silva Garcia
Unesp - Campus Jaboticabal
DIRETOR

Assinatura do responsável pela Unidade de Conservação: _____

(será providenciada pela COTEC)

Este documento é válido somente com a assinatura original. Assinaturas e documentos escaneados não são aceitos.



Comissão Técnico Científica - COTEC

TERMO DE TRANSFERÊNCIA DE MATERIAL - TTM*
OBRIGATÓRIO para projetos que incluem coleta de amostras de qualquer natureza

Processo SMA Nº	
Título do Projeto:	"Atributos Microbiológicos em Ecossistemas Costeiros"
Período de Execução:	01 / Janeiro / 2011 a 01 / dezembro / 2012.
Equipe executora do projeto:	Prof. Dr. Ely Nahas e Breno Pupin

Assinalar, especificar e estimar a quantidade das amostras a serem coletadas no projeto

	Amostra	Especificação	Quantidade estimada
	Água		
	Ar		
	Fauna		
	Fauna - subprodutos		
	Material Botânico		
	Microrganismo		
	Minério		
X	Outros	Solo das camadas: 0-2 cm, 2-5 cm e 5-10 cm.	45

Informações da instituição coletora do material:

Instituição: Universidade Estadual Paulista - UNESP
CEP e Endereço: Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane. s/n
Nome do representante legal da instituição coletora: Prof. Dr. Raul José Silva Gírio
Documento de Identificação (tipo, nº e órgão emissor): 4989232-0 SSP/SP
Caro do representante legal da instituição coletora: Diretor Geral do Campus
Especificar o ato que delega competência ao representante legal: Portaria do Reitor de 11/07/2007, Diário Oficial do Estado, 12/07/2007, seção 7, página 43.

* A área sombreada deve ser preenchida pelo responsável pelo projeto.



Instituição detentora do material: Instituto Florestal, Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo.

Endereço: Rua do Horto, 931 02377-000 São Paulo, SP.

Representante da instituição: Rodrigo Antônio Braga Moraes Victor

Documento de Identificação: RG nº 23.996.970-4

Cargo do representante legal da instituição detentora do material: Diretor Geral

Especificar o ato que delega competência ao representante legal: Resolução do Secretário de Estado do Meio Ambiente de 14/10/2009, publicado no Diário Oficial do Estado de 16/10/2009, S II, p. 42.

As instituições signatárias, acima qualificadas, por meio de seus representantes devidamente constituídos, tendo em vista o disposto na Convenção sobre a Diversidade Biológica, na Medida Provisória nº 2.186-16, de 23 de agosto de 2001, no Decreto nº 3.945, de 28 de setembro de 2001, alterado pelo Decreto nº 4.946, de 31 de dezembro de 2003, e na Resolução CGEN/MMA nº 20, de 29 de junho de 2006, do Conselho de Gestão do Patrimônio Genético, comprometem-se a utilizar as amostras e informações de qualquer natureza, incluindo componente do patrimônio genético e conhecimento tradicional associado, coletadas nas unidades administradas pelo Instituto Florestal, de acordo com as seguintes condições:

1. O material e informações coletados, incluindo componente do patrimônio genético e conhecimento tradicional associado, deverão ser utilizados pela instituição coletora exclusivamente para o desenvolvimento de pesquisa científica sem potencial de uso econômico.
2. Caso haja interesse em iniciar atividade de bioprospecção, de desenvolvimento tecnológico ou solicitação de patente, a partir de amostras e informações coletadas a título deste projeto, a instituição coletora obriga-se a comunicar o fato ao Instituto Florestal e esta ao Conselho de Gestão do Patrimônio Genético ou instituição por ele credenciada, nos termos do art. 11, inciso IV, alínea "e" da Medida Provisória nº 2.186-16, de 2001.
3. É vedado o início das atividades mencionada no item anterior, sem a observância ao disposto na legislação vigente, em especial, a obtenção das autorizações específicas e a formalização do Contrato de Utilização do Patrimônio Genético e de Repartição de Benefícios.
4. Toda e qualquer amostra coletada, incluindo componente do patrimônio genético, não poderá ser repassada a terceiros, pela instituição coletora, sem a assinatura de novo TTM, firmado entre o Instituto Florestal e a nova instituição destinatária.
5. A instituição coletora deverá respeitar os termos deste TTM em qualquer transação correspondente a esta amostra, não será considerada provedora e não fará jus à repartição de benefícios com relação ao material coletado.
6. Qualquer publicação advinda de utilização ou de estudo da amostra ou informação coletada deverá reconhecer expressamente a origem do material, e conter créditos ao Instituto Florestal, devendo, ainda, ser enviado exemplar da referida publicação ao Instituto Florestal.
7. A instituição coletora facilitará o Instituto Florestal, ou à instituição por ela indicada, o acesso à tecnologia e transferência de tecnologia para a conservação e utilização do patrimônio genético e do conhecimento tradicional associado coletado a título deste projeto.
8. São de inteira responsabilidade da instituição coletora o cumprimento da legislação sanitária e de biossegurança vigente em território nacional, bem como a identificação e embalagem adequada do material coletado, a realização dos procedimentos de trânsito segundo as regulamentações pertinentes à classificação de risco biológico e de contenção do organismo.



Comissão Técnico Científica - COTEC

9. A instituição coletora compromete-se a não reivindicar, em nome próprio ou de terceiros, qualquer forma de propriedade intelectual, sobre todo ou parte dos componentes da amostra e/ou informação coletada, a título deste projeto, sem prévia autorização das partes envolvidas.
10. A instituição coletora compromete-se a informar o Instituto Florestal, por escrito, qualquer efeito adverso eventualmente verificado por ocasião da manipulação das amostras coletadas.
11. O descumprimento do disposto neste TTM implicará a aplicação das sanções previstas na legislação vigente.
12. O foro competente para a solução de controvérsias entre as instituições envolvidas neste TTM será o da sede da instituição coletora do material.
13. Os compromissos relativos ao material transferido por meio deste TTTM permanecem válidos por tempo indeterminado, independentemente de sua renovação.

Por concordarem com todos os termos acima expostos, os representantes da instituição coletora do material e o Instituto Florestal, assinam o presente Termo em **três vias** de igual teor e forma, para um só efeito legal.

Local e data: Jaboticabal, 13 de janeiro de 2011

<p>Assinatura: _____</p> <p>Assinatura# e chancela identificadora do Representante legal da Instituição coletora</p> <p>Raul José Silva Grilo Unesp - Câmpus Jaboticabal DIRETOR</p>	<p>Assinatura: _____</p> <p>Representante legal do Instituto Florestal (será providenciado pela COTEC)</p>
---	--

Este documento é válido somente com a assinatura original. Assinaturas e documentos escaneados não são aceitos.