

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS, QUÍMICOS E
GRANULOMÉTRICOS DE ORGANOSSOLO E
LATOSSOLOS VERMELHOS: EFEITO SAZONAL E USO DO
SOLO**

Elaine Donata Ciabotti

Licenciada em Ciências Agrícolas

2013

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS, QUÍMICOS E
GRANULOMÉTRICOS DE ORGANOSSOLO E
LATOSSOLOS VERMELHOS: EFEITO SAZONAL E USO DO
SOLO**

Elaine Donata Ciabotti

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 Agronomia (Ciência do solo).

2013

Ciabotti, Elaine Donata
C565a Atributos microbiológicos, químicos e granulométricos de
Organossolo e Latossolos Vermelhos: efeito sazonal e uso do solo. /
Elaine Donata Ciabotti. -- Jaboticabal, 2013
xiv, 99 f. ; 28 cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias, 2013
Orientador: Ely Nahas
Banca examinadora: José Frederico Centurion, Wanderley José
de Melo, Siu Mui Tsai, Regina Teresa Rosim Monteiro.
Bibliografia

1. Atividades microbianas. 2. Ecossistemas. 3. Enzimas. 4.
Nutrientes. 5. Populações microbianas I. Título. II. Jaboticabal-
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 631.465

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



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

CAMPUS DE JABOTICABAL

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS DE JABOTICABAL

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS, QUÍMICOS E GRANULOMÉTRICOS DE ORGANOSSOLO E LATOSSOLOS VERMELHOS: EFEITO SAZONAL E USO DO SOLO

AUTORA: ELAINE DONATA CIABOTTI

ORIENTADOR: Prof. Dr. ELY NAHAS

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de DOUTOR EM AGRONOMIA (CIÊNCIA DO SOLO), pela Comissão Examinadora:

Prof. Dr. ELY NAHAS

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

Prof. Dr. JOSE FREDERICO CENTURION

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

Prof. Dr. WANDERLEY JOSE DE MELO

Departamento de Tecnologia / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal

Profa. Dra. SIU MUI TSAI

Centro de Energia Nuclear Na Agricultura / Universidade de São Paulo / Piracicaba/SP

Profa. Dra. REGINA TERESA ROSIM MONTEIRO

Centro de Energia Nuclear Na Agricultura / Universidade de São Paulo / Piracicaba/SP

Data da realização: 23 de janeiro de 2013.

DEDICATÓRIA

À família.

Aos estudantes da área de Ciências Agrárias.

A todas as pessoas que se interessam pela Ciência do Solo.

Aos admiradores da natureza, em especial dos micro-organismos.

À minha mãe, Yolanda Silva Ciabotti, cujo maior sonho foi formar seus filhos.

AGRADECIMENTOS

A Deus, criador perfeito de todas as coisas visíveis e invisíveis.

Às Instituições UNESP, IFTM e CAPES pela aprovação, apoio e execução do Projeto DINTER (Doutorado Interinstitucional) e a todos seus servidores.

Ao Programa de Pós-graduação em Agronomia (Ciência do Solo) e aos servidores da Secretaria da Pós-graduação do Câmpus Jaboticabal.

Ao orientador, Prof Dr. Ely Nahas, pelas cuidadosas correções e orientações e ainda pelo exemplo da longa vida de trabalho e dedicação.

A Humberto Gois Candido, esposo, pelo apoio familiar e técnico na confecção do mapa dos pontos de coleta e formatação deste documento.

Ao meu irmão, Nelson Ciabotti Filho, pelo apoio familiar e técnico no georreferenciamento e marcação dos pontos de coleta.

A todos os professores do Programa DINTER, que aceitaram abraçar o Projeto, confiaram na equipe do IFTM e deixaram seus lares e a UNESP para estar conosco em Uberaba, ministrando disciplinas e nos orientando, cumprindo brilhantemente suas funções.

Aos professores Dr. João Antônio Galbiatti e Dra. Sueli Ciabotti, pela Coordenação dedicada, organizada e eficiente do Programa DINTER e, acima de tudo, pelo companheirismo. Ao Dr. Galbiatti e à Me. Elisabete Ferreira Borges, pela competência do trabalho de elaboração do Projeto DINTER.

Aos servidores do Câmpus Jaboticabal, Luiz Carlos Assis, pela experiência profissional compartilhada e amizade, Edna Testa D'Áquila e Rosângela de Andrade Vaz pela acolhida simpática e eficientes serviços.

À Profa. Dra. Elisa Norberto Ferreira Santos, colega do IFTM, pela assessoria nas análises estatísticas.

Aos estudantes do Laboratório de Microbiologia do Solo da UNESP – Câmpus Jaboticabal, Breno Pupin e Rosângela Braz, por partilhar conhecimentos e ainda pela amizade e companheirismo de todas as horas.

Aos companheiríssimos da jornada diária do laboratório, verdadeiros esteios enviados por Deus, Rosiene Marcolina da Trindade, agora Licenciada em Química pelo IFTM, Cíntia Cristina de Oliveira e Pedro Martins, ambos servidores e estudantes de Tecnologia de Alimentos do IFTM.

Aos Professores membros da banca de qualificação, Dr. Wanderley José de Melo, Dra. Maria Aparecida Pessôa da Cruz Centurion, Dr. Manoel Evaristo Ferreira, e Dr. Antônio Carlos Monteiro, pelas contribuições a este trabalho.

Aos colegas e ex-colegas da Pró-Reitoria de Pesquisa, Inovação e Pós-graduação, Carlos Alberto Alves de Oliveira, Carlos Antônio Alvarenga Gonçalves, Mônica Farias, Gláucia Freitas, Waldemar Pamplona e Juciane Teixeira Silva, pelo apoio técnico nas ausências e confortadora amizade.

Aos estudantes do IFTM, Danielle Passos Peixe, Lucas R. Borges, Thaís S. Borges, Kelita C. M. Santos, Victor Gomes Ciabotti, Igor Gomes Ciabotti, Tamires F. Perine, pela participação na execução da coleta dos solos e análises.

Aos colegas do IFTM, Juliano Carvalho Reis, Fernando Delalibera de Castro, Marcos Diniz Ribeiro, Vicente de Paula Batista e Mauro Machado, aos servidores da marcenaria, do refeitório, da biblioteca, trabalhadores do campo e todos os demais colegas, pela presteza dos serviços em todas as ocasiões em que foram solicitados.

Ao Hospital de Clínicas da Universidade Federal do Triângulo Mineiro pela doação do antibiótico Sulfato de polimixina B, e à Empresa de Pesquisa Agrícola de Minas Gerais, pela doação do fosfato natural de Araxá.

SUMÁRIO

RESUMO	iv
ABSTRACT	vi
LISTA DE ABREVIATURAS	viii
LISTA DE FIGURAS	ix
LISTA DE TABELAS	xi
1 INTRODUÇÃO.....	1
1.1 - Objetivo Geral	2
1.2 - Objetivos Específicos.....	2
2 REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1 Organossolos	4
2.2 Latossolos Vermelhos.....	5
2.3 Micro-organismos e atividade microbiana no solo	5
2.4 Fatores que afetam os micro-organismos e sua atividade no solo.....	7
2.4.1 Efeito do clima.....	7
2.4.2 Matéria orgânica	8
2.4.3 Atributos relacionados à acidez do solo	9
2.4.4 Nutrientes do solo.....	9
2.4.5 Granulometria dos solos.....	10
2.4.6 Uso e manejo dos solos	11
3. MATERIAL E MÉTODOS	12
3.1 Caracterização das áreas estudadas e do clima	12
3.2 Coleta e preparo das amostras	15
3.3 Quantificação de micro-organismos cultiváveis.....	16
3.4 Contagem em Placas	16

3.4.1 Bactérias Totais	18
3.4.2 Bactérias Esporuladas	18
3.4.3 Bactérias Gram Negativas.....	19
3.4.4 Actinobactérias.....	19
3.4.5 Fungos Totais.....	19
3.5 Número mais provável (NMP).....	20
3.5.1 Bactérias Amônio Oxidantes.....	20
3.5.2 Bactérias Nitrito-Oxidantes.....	22
3.5.3 Bactérias Desnitrificantes	24
3.6 Atividades Microbianas	25
3.6.1 Atividade Respiratória	25
3.6.2 Atividade Nitrificante.....	26
3.6.3 - Atividade Solubilizadora de Fosfato	27
3.6.4 - Atividade da Desidrogenase.....	28
3.6.5 - Atividade ureolítica	28
3.6.6 - Atividade Proteolítica	29
3.6.7 - Atividade da Fosfatase Ácida	30
3.7 Análises Químicas, Físico-químicas e Granulométricas.....	30
3.7.1- Umidade.....	30
3.7.2 Capacidade de retenção de água.....	31
3.7.3 - Matéria Orgânica por Queima em Mufla.....	31
3.7.4 Carbono solúvel em água.....	31
3.7.5 Carboidratos Totais do Solo.....	32
3.7.6 Proteína total do Solo.....	32
3.7.7 Fósforo Orgânico, inorgânico e total do Solo	33
3.7.8 Composição química do solo.....	34
3.7.9 Análise granulométrica do solo.....	34

3.8 Análise estatística dos dados	35
4 RESULTADOS	36
4.1 Populações de micro-organismos cultiváveis	36
4.2 Atividade microbiana	38
4.3 Atributos químicos	42
4.4 Granulometria.....	48
4.5 Correlações entre variáveis.....	48
4.5.1 Populações microbianas e variáveis químicas e granulométricas	48
4.5.2 Atividades microbianas e variáveis químicas e granulométricas.....	51
5 DISCUSSÃO	53
5.1 Efeito dos solos.....	53
5.1.1 Efeito dos solos sobre as populações de micro-organismos	53
5.1.2 Efeito dos solos sobre a atividade microbiana.....	56
5.2 Efeito sazonal	61
6 CONCLUSÕES	65
7 IMPLICAÇÕES	67
8 REFERÊNCIAS	68
APÊNDICES.....	81

ATRIBUTOS MICROBIOLÓGICOS, QUÍMICOS E GRANULOMÉTRICOS DE ORGANOSSOLO E LATOSSOLOS VERMELHOS: EFEITO SAZONAL E USO DO SOLO

RESUMO - Os Organossolos são reconhecidos por seu alto conteúdo de matéria orgânica (MOS). Os micro-organismos e suas atividades são utilizados como indicadores biológicos da qualidade dos solos. Este trabalho objetivou comparar o Organossolo (H) com os Latossolos Vermelhos (cultivado com milho forrageiro, LV-c; e de pastagem degradada, LV-p) utilizando-se os atributos microbiológicos, químicos e físicos nas estações verão e inverno. Foram avaliadas as populações de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, actinobactérias, amônio-oxidantes, nitrito-oxidantes, desnitrificantes e dos fungos totais; as atividades e enzimas relacionadas aos ciclos do C, N e P, as análises químicas como MOS, umidade, carboidratos, proteína total, C orgânico solúvel (COS), P total, P orgânico, P inorgânico, P resina, K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$ e a granulometria dos solos. Também foram calculadas a soma de cátions trocáveis (T), a soma das bases (SB) e o índice de saturação por bases (V%). O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados segundo esquema fatorial 3x2, sendo três solos e duas estações climáticas. Foi realizada a análise de variância e o teste de Scott-Knott para comparação entre médias e correlação linear simples entre as variáveis. A análise de correlação possibilitou demonstrar o efeito dos atributos químicos e granulométricos sobre as populações e atividades microbianas. As populações de micro-organismos, exceto bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, foram maiores no Organossolo do que no LV-c ou LV-p. Não houve diferença significativa entre as médias dos números de micro-organismos no LV-c e LV-p, exceto para bactérias esporuladas, amônio-oxidantes, nitrito-oxidantes. A população de bactérias esporuladas, a fração areia fina e grande parte das características químicas (pH, P resina, Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , soma das bases, saturação por bases, P total e P inorgânico) foram aumentadas no LV-c quando comparadas às do LV-p. As estimativas de contagem de bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, as quantidades de C solúvel, carboidratos, proteína total, $H+Al$ e os teores de argila e areia grossa foram maiores no LV-p em relação a LV-c. A maior frequência de micro-organismos no Organossolo decorreu principalmente do conteúdo de matéria orgânica, umidade, carboidratos, C solúvel em água, proteína total, P orgânico e soma de cátions trocáveis, que estavam maiores que nos LV. Como resposta, verificou-se estímulo da atividade microbiana no Organossolo, excetuando a atividade da urease e solubilizadora de fosfato. Todos os solos estudados apresentaram pH igual ou inferior a 4,3 e baixo índice de saturação por bases, característicos de solos distróficos. O conteúdo de Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$ e a soma das bases do Organossolo foram maiores que o do LV e, provavelmente, essas variáveis influenciaram nas contagens de bactérias totais, esporuladas, desnitrificantes e actinobactérias. As atividades microbianas, exceto a solubilizadora de fosfato, nitrificante e da urease foram positivamente influenciadas pelos conteúdos de umidade, matéria orgânica, C solúvel em água, carboidratos, proteína, P total, P inorgânico, P orgânico, Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$, soma das bases e soma de cátions trocáveis. A fração areia grossa exerceu efeito negativo sobre as atividades microbianas, exceto a solubilizadora de

fosfato e a urease, e a fração areia fina também exerceu efeito negativo sobre essas atividades, exceto a nitrificante, a solubilizadora de fosfato e a urease. No verão, a umidade e as temperaturas altas sem grandes oscilações podem ter contribuído para o aumento da densidade populacional de bactérias desnitrificantes e de fungos nos três solos, da mesma forma que bactérias Gram-negativas e actinobactérias nos dois LV. O inverno quente e seco, com temperaturas noturnas mais baixas, pode ter favorecido o aumento das contagens de bactérias amônio-oxidantes e esporuladas. As atividades da desidrogenase e da urease foram estimuladas no verão em relação ao inverno, porém as atividades da protease, da fosfatase e a solubilizadora de fosfato inorgânico aumentaram no inverno em comparação ao verão. A preponderância dos conteúdos de matéria orgânica e de umidade do Organossolo em relação ao LV favoreceu o aumento das populações de micro-organismos e de suas atividades funcionais.

Palavras-chave: atividades microbianas, ecossistemas, enzimas, nutrientes, populações microbianas.

MICROBIOLOGICAL, CHEMICAL AND GRANULOMETRIC ATTRIBUTES OF HISTOSOL AND RED OXISOLS: SEASONAL AND SOIL MANAGEMENT EFFECTS

ABSTRACT - Histosols are recognized for their high content of organic matter (SOM). Microorganisms and their activities are used as biological indicators of soil quality. This study aimed to compare Histosol (H) with Red Oxisols (cultivated with fodder corn, LV-c, and degraded pasture, LV-p) using the microbiological, chemical and physical attributes in summer and winter seasons. Populations of total bacteria, sporulating bacteria, Gram-negative bacteria, actinobacteria, ammonium-oxidizing, nitrite-oxidizing, denitrifying bacteria and total fungi were evaluated. We analyzed enzyme activities related to the cycles of C, N and P, the chemical analysis such as MOS, moisture, carbohydrates, total protein, soluble organic C (COS), total P, organic/inorganic P, P resin, K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$ and soil particle size. It was also calculated the sum of exchangeable cations (T), the sum of bases (SB) and the index of base saturation (V%). The experimental design was completely randomized 3x2 factorial, in three soils and during two seasons. Analysis of variance and Scott-Knott test were conducted to compare averages and simple linear correlation among variables. Correlation analysis allowed to demonstrate the effect of the chemical and granulometric characteristics on microbial populations and activities. Populations of microorganisms, except ammonium-oxidizing and nitrite-oxidizing bacteria were higher in Histosol than in the LV-c or LV-p. There was no significant difference among the average numbers of micro-organisms in LV-c and LV-p, except for sporulating, ammonium-oxidizing and nitrite-oxidizing bacteria. The population of sporulating bacteria, the fraction of fine sand and a large part of the chemical characteristics (pH, P resin, Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , sum of bases, base saturation, total P and inorganic P) were increased in LV-c as compared to LV-p. Estimates of counts of ammonium-oxidizing and nitrite-oxidizing bacteria, the amounts of soluble C, carbohydrates, total protein, $H+Al$ and clay and coarse sand were higher in LV-p as compared to LV-c. The higher frequency of microorganisms in Histosol was mainly due to organic matter, moisture, carbohydrates, water-soluble C, total protein, organic P and sum of exchangeable cations, which were higher than in LV. In response, there was stimulation of microbial activity in Histosols, except for the urease activity and phosphate solubilizing. All soils had pH less than or equal to 4,3 and low base saturation index, a characteristic of dystrophic soils. The content of Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$ and the sum of the bases of the Histosol were higher than LV and probably these variables influenced the counts of total bacteria, sporulating, denitrifying and actinobacteria. The microbial activity, except for solubilizing phosphate, nitrifying and urease were positively influenced by the content of moisture, organic matter, C soluble in water, carbohydrates, protein, total P, inorganic P, organic P, Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$, sum of bases and sum of exchangeable cations. The coarse sand fraction exerted negative effect on microbial activity, except for the phosphate solubilizing and urease, and fine sand fraction also exerted negative effect on these activities, except for the nitrifying, the solubilizing phosphate and urease. In the summer, humidity and high temperatures without large oscillations may have contributed to the increase in population density of denitrifying bacteria and fungi in soils, just as Gram-negative bacteria and actinobacteria in both LVs. The warm and

dry winter, with lower night temperatures, may have favored the increase in bacterial counts of ammonium-oxidizing and sporulating bacteria. The activities of dehydrogenase and urease were stimulated in the summer as compared to the winter, but the activities of protease, phosphatase and solubilizing inorganic phosphate increased in winter as compared to summer. The preponderance of the contents of organic matter and moisture Histosol when compared to LV fostered increased populations of microorganisms and their functional activities.

Keywords: microbial activities, ecosystems, enzymes, nutrients, microbial populations.

LISTA DE ABREVIATURAS

LV- c - Latossolo Vermelho cultivado

LV- p - Latossolo Vermelho de pastagem degradada

H – Organossolo

MOS – Matéria orgânica do solo

U% - Umidade

UFC – unidades formadoras de colônias

NMP – número mais provável

BT - Bactérias totais

FT – Fungos totais

BESP – Bactérias esporuladas

BGN – Bactérias Gram negativas

ACT – Actinobactérias

AMOX – Bactérias amônio-oxidantes

NIOX – Bactérias nitrito-oxidantes

DESN – Bactérias desnitrificantes

COS – Carbono solúvel em água

p-NF – Paranitrofenol

TFF – Trifenil formazan

TFSA – Terra fina seca ao ar

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Localização das três áreas de estudo em imagem de satélite do IFTM – Câmpus Uberaba	12
Figura 2. Dados climáticos do município de Uberaba de dezembro de 2010 a dezembro de 2011.....	13
Figura 3. Vegetação de cobertura do Organossolo na estação chuvosa e na estação seca.....	13
Figura 4. Latossolo Vermelho cultivado na estação chuvosa após a colheita do milho e na estação seca.....	14
Figura 5. Latossolo Vermelho sob pastagem degradada na estação chuvosa e na estação seca.	14
Figura 6. Colônias de bactérias totais e esporuladas em Meio de Bunt e Rovira (1955)	17
Figura 7. Colônias de bactérias Gram-negativas em Meio de Bunt e Rovira (1955) com cristal violeta e actinobactérias em meio de Kuster e Williams (1997)	17
Figura 8. Colônias de fungos em meio de Martin (1950)	17
Figura 9. Tubos com meio de Schmidt e Belser (1982) com crescimento aparente de bactérias amônio-oxidantes (tubos amarelos) e negativos (tubos verdes)	22
Figura 10. Tubos com meio de Schmidt e Belser (1982) para crescimento de bactérias nitrito-oxidantes.....	23
Figura 11. Teste do nitrito na estimativa de contagem de bactérias nitrito-oxidantes.....	24
Figura 12. Reação positiva (tubo azul) e negativa (tubo verde) na quantificação de bactérias desnitrificantes pelo método do NMP.....	25
Figura 13. População de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, actinobactérias e fungos totais; dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	37

Figura 14.	População de bactérias do ciclo do N dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	38
Figura 15.	Atividade respiratória e da desidrogenase dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.....	39
Figura 16.	Atividades proteolítica, ureolítica e nitrificante dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	41
Figura 17.	Atividades da fosfatase ácida e solubilizadora de fosfato dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	42
Figura 18.	Umidade, matéria orgânica e pH dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.....	44
Figura 19.	Carboidratos, C orgânico solúvel e proteína total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	45
Figura 20.	Fósforo dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	46
Figura 21.	Teores de K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$, Soma das bases, soma de cátions trocáveis e saturação por bases dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	47
Figura 22.	Granulometria dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	48

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Correlações entre populações microbianas, atividades microbiológicas e características químicas de Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada	50
Tabela 2. Correlações entre atividades microbiológicas e características químicas e granulométricas de Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada	52
Tabela 1A. Densidade populacional de bactérias totais dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	82
Tabela 2A. Densidade populacional de bactérias esporuladas dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	82
Tabela 3A. Densidade populacional de bactérias Gram-negativas dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	83
Tabela 4A. Densidade populacional de actinobactérias dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	83
Tabela 5A. Densidade populacional de fungos totais dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	84
Tabela 6A. Densidade populacional de bactérias amônio-oxidantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	84
Tabela 7A. Densidade populacional de bactérias nitrito-oxidantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	85

Tabela 8A.	Densidade populacional de bactérias desnitrificantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	85
Tabela 9A.	Atividade respiratória dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	86
Tabela 10A.	Atividade da desidrogenase dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	86
Tabela 11A.	Atividade nitrificante dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	87
Tabela 12A.	Atividade da protease dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	87
Tabela 13A.	Atividade da urease dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	88
Tabela 14A.	Atividade da fosfatase ácida dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	88
Tabela 15A.	Atividade solubilizadora de fosfato dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	89
Tabela 16A.	Umidade dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	89
Tabela 17A.	Matéria orgânica dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	90

Tabela 18A.	Carbono orgânico solúvel em água dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	90
Tabela 19A.	Carboidratos dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	91
Tabela 20A.	Potencial hidrogeniônico (pH) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	91
Tabela 21A.	Proteína total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	92
Tabela 22A.	Fósforo total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada, durante o verão e o inverno	92
Tabela 23A.	Fósforo inorgânico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	93
Tabela 24A.	Fósforo orgânico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	93
Tabela 25A.	Fósforo resina dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	94
Tabela 26A.	Potássio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada, durante o verão e o inverno	94
Tabela 27A.	Cálcio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	95

Tabela 28A.	Magnésio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	95
Tabela 29A.	Acidez potencial dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	96
Tabela 30A.	Soma das bases (SB) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	96
Tabela 31A.	Soma de cátions trocáveis (T) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	97
Tabela 32A.	Saturação por bases (V%) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	97
Tabela 33A.	Teor de argila dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	98
Tabela 34A.	Teor de areia fina dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada, durante o verão e o inverno	98
Tabela 35A.	Teor de areia grossa dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno	99

1 INTRODUÇÃO

Os Organossolos são formados pelo acúmulo progressivo e constante de material orgânico em diferentes graus de decomposição, em locais úmidos, seja de regiões situadas nas cotas mais baixas dos terrenos ou em planícies de altitudes elevadas. Além da umidade, acumulam altas quantidades de C orgânico e possuem coloração preta ou cinzenta muito escura ou brunada.

Contrastando com os Organossolos, os Latossolos Vermelhos são pobres em matéria orgânica e nutrientes, têm alta friabilidade e boa drenagem. Além disso, são ricos em óxidos de ferro e alumínio, o que aumenta a acidez e reduz a saturação por bases, trazendo complicações para o cultivo e para o equilíbrio dos nutrientes do solo. No Triângulo Mineiro, microrregião onde há predominância do bioma cerrado, é comum a ocorrência de Latossolos Vermelhos. Esses dois solos tão diferentes podem ter características semelhantes, como a acidez elevada em regiões quentes. No Organossolo, a vegetação é exuberante, muito diferente da vegetação típica de cerrado, o que levou a investigar seus processos biológicos e suas características químicas e granulométricas.

A ocorrência desses dois solos em uma mesma área e, portanto, sob o mesmo clima é uma oportunidade para verificar os contrastes existentes entre as características microbiológicas, químicas e granulométricas, buscando um entendimento mais amplo do complexo sistema denominado solo.

Os micro-organismos participam de importantes funções, como a de auxiliar nas transformações de compostos com C, N e P, importantes para nutrição das plantas. Para desempenhar essas funções, as populações microbianas são influenciadas por fatores como temperatura, umidade, pH, vegetação, disponibilidade de nutrientes e de oxigênio, interações com outros micro-organismos, ações antrópicas e características físicas dos solos. Esses fatores formam um intrincado conjunto de inter-relações, que levam as populações microbianas a se adaptarem de diferentes formas na busca da sua sobrevivência e multiplicação.

Nessas interações, a temperatura e a umidade vão influenciar a velocidade da multiplicação microbiana e, portanto, a densidade das suas populações e o seu metabolismo. Assim, é importante verificar o efeito de diferentes estações climáticas nas populações de micro-organismos e no seu metabolismo.

Em relação às ações antrópicas, talvez a mais importante seja o cultivo dos solos, devido às proporções que ocorrem no Planeta e, por conseguinte, nos ecossistemas. A agricultura influencia as propriedades químicas, físicas e biológicas do solo, pois altera sua estrutura, incorpora nutrientes químicos e resíduos vegetais nas camadas superficiais e muda a vegetação nativa. Portanto as práticas de manejo agrícola ocasionam diferentes respostas dos micro-organismos e suas atividades.

Dada à complexidade dos solos e à alta capacidade de adaptação dos micro-organismos, muito há que se investigar sobre as populações microbianas, suas atividades e correlações com as demais características do solo, que, além de ajudar no entendimento do equilíbrio dos sistemas, é também um dos caminhos para a sustentabilidade na agricultura. Existem muitos estudos abordando as características físicas e químicas dos Organossolos e dos Latossolos Vermelhos, contudo o número de informações sobre as propriedades biológicas ainda é muito restrito.

1.1 - Objetivo Geral

Comparar o Organossolo com o Latossolo Vermelho sob diferentes condições de uso e manejo utilizando-se dos seus atributos microbiológicos, químicos e físicos.

1.2 - Objetivos Específicos

Os objetivos foram determinar:

- O número de micro-organismos heterotróficos: bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, fungos totais e actinobactérias.
- O número de bactérias autotróficas (amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes) e desnitrificantes.
- A atividade microbiana relacionada às transformações microbianas de compostos com C, N e P.
- As características químicas e granulométricas dos solos.

- O efeito das estações seca e chuvosa sob os atributos químicos e microbiológicos do solo.
- A influência das variáveis químicas e granulométricas do solo sobre as variáveis microbiológicas, através das correlações.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Organossolos

Os Organossolos são definidos como “solos constituídos por material orgânico em mistura com maior ou menor proporção de material mineral” (EMBRAPA, 2006, p.90) que satisfazem o requisito de ser um solo saturado com água durante parte do ano, artificialmente drenado, de horizonte H hístico com espessura de 40 cm ou mais (EMBRAPA, 2006). A denominação de “solos turfosos” era conjugada aos solos Tiomórficos e Litólicos, atualmente, enquadrados na ordem dos Organossolos (exceto parte dos últimos). Os solos turfosos são denominados pela Taxonomia Americana de Solos (USDA, 1999) e na Classificação de solos da FAO – UNESCO (1990) como “Histosols”. Por isso as expressões “turfa”, “turfeira” ou “solos turfosos” serão utilizadas nesse trabalho.

As turfeiras são áreas com depósitos sedimentares de material orgânico, formadas pela decomposição de vegetais em corpos aquáticos ou ambientes úmidos, sendo o estágio inicial da carbonificação (VALLADARES, 2003). Estima-se que ocupem aproximadamente 420 milhões de hectares em todo mundo, o que equivale a 3% da superfície terrestre, sendo desses 0,2 a 0,3% situados nos trópicos e a maior parte no hemisfério norte (RIELEY et al., 2008). No Brasil, existem aproximadamente 611.883 ha de solos turfosos, ou seja, aproximadamente 0,004% da superfície terrestre e 0.07% do território nacional (PEREIRA et al., 2005).

Vários autores realizaram estudos abordando as características físicas e químicas dos solos com alto conteúdo de matéria orgânica (FONTANA, 2006; WANG et al., 2012; YAN et al., 2011). Em sete Organossolos Háplicos dos Estados do Rio de Janeiro, Paraná e Maranhão, o conteúdo de matéria orgânica variou de 12 a 84%; o pH de 3,5 a 4,5 e a variação dos demais atributos ($\text{cmol}_c \text{ dm}^{-3}$) foram: Ca^{2+} de 0,3 a 11,5; Mg^{2+} 1,1 a 9,2; K^+ 0,0 a 1,3; acidez potencial ($\text{H} + \text{Al}$) 11,2 a 57; soma das bases de 2,2 a 20,3 e soma de cátions trocáveis de 3,8 a 67,8 (EBELING et al., 2011). A quantidade de MOS encontrada em Organossolos de Minas Gerais variou de 15 a 66% com acúmulo de água correspondente a 84% do volume dos solos (CAMPOS et al., 2012). Em três solos de Bela Vista de Goiás, sob vegetação de cerrado com alto teor de MOS (9,5%), as frações granulométricas foram: argila

42,44% e areia 40,04% (SOUSA, 2009). A velocidade de decomposição da matéria orgânica depende da temperatura, umidade e qualidade dos detritos adicionados ao solo (MYERS et al. 2011).

2.2 Latossolos Vermelhos

Contrastando com os Organossolos, os Latossolos Vermelhos têm baixo conteúdo de matéria orgânica e possuem baixa fertilidade natural em decorrência do seu avançado intemperismo. Segundo a EMBRAPA (2006, p.83), são conceituados como “... constituídos por material mineral, com horizonte B latossólico imediatamente abaixo de qualquer um dos tipos de horizonte diagnóstico superficial, exceto hístico”. Ocupam aproximadamente 50% da área do cerrado brasileiro (MACEDO, 1996).

Possuem elevada estabilidade dos agregados, devido à presença dos óxidos de alumínio e ferro da fração argila. O manejo desses solos é facilitado devido à baixa densidade do solo, grande volume de macroporos, alta friabilidade, cerosidade ausente ou fraca (FERREIRA et al., 1999).

Em geral, esses solos são fortemente ácidos, com baixa saturação por bases, distróficos ou alumínicos. Têm sido bem caracterizados quanto às suas propriedades químicas e físicas (TAWORNPRUEK et al., 2006; TRAKOONYINGCHAROEN et al., 2006). As quantidades de MOS encontradas em Latossolos brasileiros foram de 0,44 a 4,48%. Latossolos localizados no Estado de Minas Gerais apresentaram variação de 0,6 a 2,23% (FONTANA, 2006).

Confirmando essas informações, em Latossolos Vermelhos escuros do cerrado de Planaltina (DF), na camada de 0-5 cm, sob vegetação nativa e plantio convencional, foram verificados, respectivamente, valores de pH 5,53 e 5,5; MOS 3,51 e 2,32; P resina 0,81 e 6,78 mg dm⁻³; Ca + Mg 10 e 34 mmol_c dm⁻³; K 24,33 e 39,0 mmol_c dm⁻³; H + Al 107,3 e 74,1 mmol_c dm⁻³ (MENDES et al., 2003).

2.3 Micro-organismos e atividade microbiana no solo

Biologicamente e bioquimicamente, os processos que ocorrem no solo são fundamentais para o funcionamento dos ecossistemas terrestres. Os micro-

organismos e suas atividades são responsáveis por disponibilizar e reciclar, por meio da decomposição dos resíduos orgânicos, nutrientes elementares para o desenvolvimento das plantas (KANDELER et al., 2007). As enzimas secretadas pelos micro-organismos atuam na decomposição e mineralização dos compostos orgânicos do solo, liberando nutrientes para os vegetais (AHN et al., 2009; FANSLER et al., 2005).

Além dessas funções, os micro-organismos do solo, por sua abundância e atividade bioquímica, proporcionam respostas mais rápidas a mudanças ambientais e representam alto potencial de uso na avaliação da qualidade do solo e por isso têm sido utilizados como indicadores de qualidade do solo. Araújo e Monteiro (2007) relataram que a respiração e a atividade enzimática estão entre esses principais indicadores. Nahas (2002), em Latossolo Vermelho-escuro sob plantio de *Brachiaria*, observou aumento de 52% na população de bactérias totais e 90% na população de fungos quando o solo recebeu calagem e adubação com superfosfato simples.

As populações microbianas e suas atividades são influenciadas pelas características ambientais, a exemplo do pH e temperatura, que controlam a atividade enzimática potencial e a composição da comunidade microbiana em Organossolos da Suécia (WEEDON et al., 2012). Myers et al. (2011) verificaram que a atividade respiratória de bactérias e fungos correlacionou-se com o teor de K dos Organossolos.

As áreas de cerradão tiveram maior atividade da fosfatase ácida do que as áreas cultivadas com cana-de-açúcar (RIBEIRO, 2012). Da mesma forma, a atividade respiratória em Latossolo Vermelho distroférico sob vegetação nativa de cerrado foi significativamente maior que em áreas de pastagem e em sistema convencional de monocultivo de milho em Dourados, MS (LOURENTE et al., 2011).

Silveira (2007) investigou diferentes solos com o mesmo tipo de uso no Estado do Rio Grande do Sul e detectou maior atividade respiratória acumulada (20 dias) sob mata nativa ($284 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo seco}$) em Latossolo Bruno aluminico e a menor em Neossolo Quartzarênico ($65 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo seco}$), mas, em áreas sob cultivo convencional, a maior atividade respiratória foi de $188 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo seco}$ em Nitossolo Vermelho distroférico e a menor foi de $30 \text{ mg CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo seco}$ em Latossolo Vermelho distroférico. Para a fosfatase ácida, a maior atividade sob mata

nativa foi de 1587 μg p-nitrofenol g^{-1} solo seco em Latossolo Bruno alumínico e a menor foi de 342 μg p-nitrofenol g^{-1} solo seco em Neossolo Quartzarênico, e sob cultivo convencional, a maior atividade foi em Argissolo Vermelho-amarelo distrófico (747 μg p-nitrofenol g^{-1} solo seco) e a menor em Neossolo Quartzarênico (117 μg p-nitrofenol g^{-1} solo seco).

2.4 Fatores que afetam os micro-organismos e sua atividade no solo

2.4.1 Efeito do clima

O clima exerce influência sobre os micro-organismos de forma complexa. A umidade e a temperatura são fatores críticos que regulam a atividade biológica no solo, provocando diferentes efeitos nas reações enzimáticas. No verão quente e chuvoso houve aumento do teor de carbono da biomassa microbiana do solo sob mata e em floresta de eucalipto na região do Vale do Rio Doce – MG em relação ao inverno (CAMPELO, 2008).

Onde a água não é limitante, a atividade biológica pode depender da temperatura. Normalmente, o efeito da umidade é maior do que o da temperatura (VORONEY, 2007), o qual foi demonstrado em sistemas irrigados. A quantidade de micro-organismos chegou a ser 23 vezes maior durante a estação quente em relação à estação fria em área irrigada com esgoto urbano e até 3 vezes maior na área irrigada com água do canal de irrigação (BAHIG et al., 2008).

A respiração é uma das atividades microbianas que pode ser influenciada pela umidade e pela temperatura de maneira complexa. Como exemplo, a respiração correlacionou-se positivamente com a temperatura do solo para valores de umidade até 10% em floresta e em campo de oliveiras, porém, em campo agrícola abandonado, essa correlação ocorreu onde a umidade era de 15% ou mais. Por outro lado, durante a estação seca, a correlação de temperatura com atividade respiratória tornou-se negativa (ALMAGRO et al., 2009). Temperaturas mais altas possibilitam o aumento da decomposição da matéria orgânica e da taxa de produção de CO_2 (HARDIE et al., 2011).

Aumento das populações de bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes ocorreram fora da estação chuvosa mais intensa, porém sem estar totalmente seco (umidade do solo entre 30 e 70%) em florestas com diferentes espécies arbóreas da Coreia (PARK e LEE, 1991).

2.4.2 Matéria orgânica

A matéria orgânica do solo (MOS) é composta por resíduos vegetais e animais em estados diversos de decomposição e síntese, que estão em íntima relação com os constituintes minerais do solo. Apesar do teor reduzido (2 a 6%) a influência da matéria orgânica é marcante nas propriedades do solo (TROEH e THOMPSON, 2007), atua como aglutinadora das partículas minerais, retentora de umidade, fonte de energia e N para os micro-organismos e é a principal fonte de fósforo (BRADY, 1989). A quantidade de MOS é influenciada pelo tipo de solo, uso, clima e vegetação (LOVELAND e WEBB, 2003).

A dinâmica do carbono pode ser influenciada pelo cultivo através de vários mecanismos, como as alterações das condições químicas do solo e a incorporação de carbono nas camadas superficiais. A decomposição da MOS irá variar conforme o clima, as propriedades físicas do solo e a população microbiana do mesmo. A ruptura periódica da estrutura do solo proveniente das práticas de aração causa desproteção à MOS acelerando sua decomposição, que é de recuperação lenta (BALESDENT et al., 2000).

Os teores de C do solo influenciam a atividade respiratória dos micro-organismos tendo ocorrido correlação positiva de C orgânico solúvel com a produção de CO₂ (WANG et al. 2003). Esses autores constataram também que, mesmo que a umidade e a temperatura sejam favoráveis, a respiração é limitada pelo suprimento de substrato biologicamente disponível. Em áreas de pastagem de cerrado, Santos et al. (2008) verificaram correlação positiva da MOS com C da biomassa microbiana, o que justificaram como relacionado à elevada taxa de decomposição de resíduos vegetais e, conseqüentemente, à maior reciclagem de nutrientes.

Bactérias totais e atividade da desidrogenase apresentaram correlações positivas com MOS em solos plantados com eucalipto e *Pinus* (RIGOBELLO e NAHAS, 2004), assim como a adição de doses crescentes de lodo de esgoto

aumentou a atividade da fosfatase alcalina e da urease em solos da Turquia (KIZILKAYA e BAYRAKLI, 2005).

2.4.3 Atributos relacionados à acidez do solo

O pH afeta a vida microbiana no solo, não somente pelas concentrações de H^+ ou OH^- , mas, também pela ação indireta sobre a disponibilidade de nutrientes no solo e pela possibilidade de permitir que substâncias tóxicas presentes no meio penetrem nas células (BRANDÃO, 1992).

A elevação do pH de 4,93 para 5,60 contribuiu para aumento da densidade populacional de bactérias totais, nitrificantes, desnitrificantes e fungos totais em áreas de pastagem irrigada de Argissolo Vermelho Latossólico (PAULA, 2008). Houve correlação positiva do pH com o número de bactérias totais, atividades de nitrificação e desidrogenase na camada superficial 0-2 cm em solos argilosos de pradaria (HIGASHIDA e TAKAO, 1986).

Os fungos exercem papel importantíssimo como decompositores de MOS sob condições muito ácidas, pois são mais resistentes a estresses iônicos ambientais do que as bactérias (MYERS et al., 2011).

Em três Organossolos da Europa, o pH exerceu efeito direto na respiração aeróbia, mas a respiração anaeróbia e as comunidades desnitrificadoras foram independentes desse fator (DORSCH et al., 2012).

2.4.4 Nutrientes do solo

As populações microbianas e suas atividades são influenciadas pelas características químicas do solo, pois necessitam de constituintes minerais para formar seus compostos celulares, sobreviver e se multiplicar (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006). Em 30 solos argilosos de pradarias, o teor de K correlacionou-se positivamente com o número de bactérias totais, desnitrificantes, fungos totais, atividade nitrificante e atividade da desidrogenase e essas duas últimas foram afetadas pelos conteúdos de P e C orgânico total e o número de bactérias totais foi negativamente correlacionado com o P extraível e C total (HIGASHIDA e TAKAO, 1986).

As bactérias preferem solos férteis e ricos em matéria orgânica, umidade e faixas de pH próximas a 7,0. Os fungos têm preferência por ambientes aeróbios, secretam enzimas extracelulares e são mais adaptáveis a carências nutricionais (KILLHAM e PROSSER, 2007). Dessa forma, a baixa disponibilidade de nutrientes aumentou a população de fungos em relação à de bactérias, ocorrendo o contrário em solos mais ricos em nutrientes (TURNER et al., 2000). O aumento progressivo da respiração e atividade da fosfatase foi relacionado ao aumento da umidade e capacidade de troca de cátions em solos de Nápolis, Itália (RUTIGLIANO et al., 2004).

2.4.5 Granulometria dos solos

A estrutura da comunidade microbiana pode ser afetada pelo tamanho das partículas do solo. A fração argila continha maior diversidade de micro-organismos do que as frações areia grossa e areia fina porque as partículas mais finas, dadas às características físicas propiciadas ao solo, excluem predadores como protozoários (SESSITSCH et al., 2001).

Segundo Poll et al. (2003), as atividades enzimáticas são distribuídas desigualmente nas partículas do solo. Geralmente, as enzimas envolvidas no ciclo do N (urease e protease) e do P (fosfatases ácida e alcalina) são predominantes na fração argila (SAVIOZZI et al., 2007). As atividades das carboidrases foram decrescentes nas frações: areia grossa > areia fina > silte > argila, porém as fosfatases predominaram na fração argila (MARX et al., 2005).

O conteúdo de C orgânico e a atividade enzimática diferenciaram significativamente nas partículas de diferentes tamanhos em Cambissolo Háplico argiloso do norte da China e ainda os micro-organismos da fração areia foram mais ativos na decomposição do C orgânico do que os micro-organismos das partículas menores (QIN et al., 2010). Em Latossolos Vermelhos sob plantio direto, a atividade da fosfatase ácida verificada por Mendes et al. (2003) foi maior em macroagregados (partículas de 0,25 a 8 mm) do que nos microagregados (partículas de 0,106 a 0,25 mm).

2.4.6 Uso e manejo dos solos

As práticas de manejo agrícola influenciam as propriedades químicas, físicas e biológicas do solo, pois podem alterar a sua estrutura, incorporar nutrientes químicos e resíduos vegetais nas camadas superficiais e mudar a vegetação nativa. O aumento da disponibilidade de nutrientes resultante da degradação da matéria orgânica, por ocasião das práticas de cultivo, pode ter influenciado o aumento significativo do número de bactérias totais no solo com milho, quando comparado com o de floresta (ALLISON et al., 2005; PINTO e NAHAS, 2002). Em adição, o cultivo pode ocasionar efeito diferenciado sobre as populações de micro-organismos cultiváveis. Assim, foi constatado aumento na abundância de fungos em relação à de bactérias ao final do cultivo de gramíneas de pradaria (ALLISON et al., 2005).

Além das populações de micro-organismos, tem sido demonstrado que as atividades enzimáticas podem ser consideradas indicadores microbianos das alterações provenientes do uso do solo; assim concluíram Matsuoka et al. (2003) ao compararem atributos microbiológicos de Latossolos Vermelho Amarelos sob videiras, milho e vegetação nativa de cerrado no Estado de Mato Grosso. Além disso, Facci et al. (2008) reportaram maior atividade da urease e maior número de micro-organismos amonificadores em Latossolos Vermelhos eutroféricos sob mata nativa do que nos solos sob exploração agrícola de seringueiras e de grãos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Caracterização das áreas estudadas e do clima

As áreas investigadas estão situadas no Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Triângulo Mineiro – IFTM - Câmpus Uberaba-MG (Figura 1).



Figura 1. Localização das três áreas de estudo em imagem de satélite do IFTM – Câmpus Uberaba. Fonte: Google Earth, 01 nov. 2010.

O clima é tropical chuvoso, com inverno seco e verão úmido, do tipo Aw segundo a classificação de Köppen (Figura 2).

Três solos localizados em áreas próximas não adjacentes foram escolhidos. 1- Organossolo (denominado H); 2- Latossolo Vermelho cultivado com milho forrageiro (denominado LV-c); 3- Latossolo Vermelho de pastagem degradada (denominado LV-p).

1 - Organossolo está localizado na parte mais baixa do Câmpus, recebendo água de terreno circunvizinho mais alto, coberto com floresta com árvores em torno de 10m de altura, buritis (*Mauritia flexuosa*) e outros vegetais, alguns típicos de nascentes (Figura 3) e nunca foi usado para agricultura. A área investigada de

2660,67 m² está à altitude em torno de 773 m e é delimitada pelos paralelos 19° 39' 51" e 19° 39' 54" de latitude sul e meridianos 47° 57' 28" e 47° 57' 31" de longitude oeste.

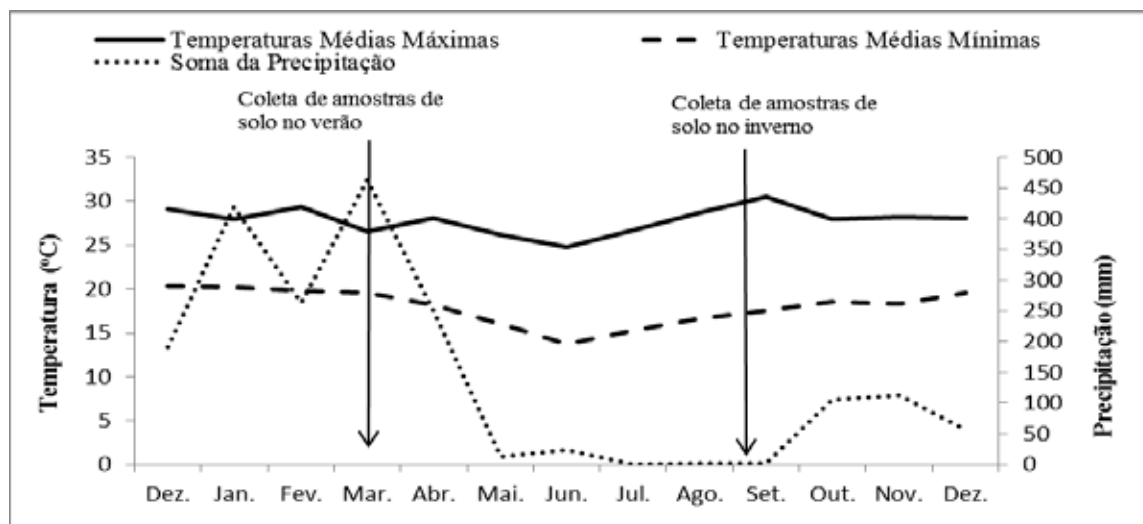


Figura 2. Dados climáticos do município de Uberaba de dezembro de 2010 a dezembro de 2011. Fonte: CEMIG (2012), subestação Uberaba.



Figura 3. Vegetação de cobertura do Organossolo na estação chuvosa (esquerda) e na estação seca (direita).

2- Latossolo Vermelho cultivado (LV-c) foi semeado com milho forrageiro em dezembro de 2010 e, em novembro do mesmo ano, foram aplicados 400 kg de calcário/ha e fertilizante composto de (por hectare) 16 kg de N, 80 kg de P₂O₅, 80 kg de K₂O, 24 Kg de Ca, 16 kg de S e 12 kg de Zn. Foi realizada adubação de

cobertura com 250 Kg de ureia ha⁻¹ (45% de N). Houve produção de 45 t/ha de massa verde nessa área que foi colhida em fevereiro de 2011. A coleta das amostras de verão deste solo foi feita após a colheita do milho (Figura 4). No inverno, esse solo estava coberto por carrapichos (*Cenchrus equinatus* L.). A área investigada de 9500 m² está localizada a uma altitude entre 807 e 808 m e é delimitada pelos paralelos 19° 39' 43,37" e 19° 39' 47,14" de latitude sul e meridianos 47° 58' 16,03" e 47° 58' 20,69" de longitude oeste.



Figura 4. Latossolo Vermelho cultivado na estação chuvosa após a colheita do milho (esquerda) e na estação seca (direita).

3- Latossolo Vermelho sob pastagem degradada (LV-p) – área de pousio coberta por gramínea e espécies variadas de árvores, que foi denominada pastagem degradada por ter sido usada para tal fim até o ano de 1982. Essa área não foi adubada e nem recebe defensivos há pelo menos 17 anos (Figura 5). A área investigada de 8800 m² está localizada a uma altitude de 804 a 806m e é delimitada



Figura 5. Latossolo Vermelho sob pastagem degradada na estação chuvosa (esquerda) e na estação seca (direita).

pelos paralelos 19° 39' 57,28" e 19° 40' 2,72" de latitude sul e meridianos 47° 58' 11,62" e 47° 58' 15,72" de longitude oeste.

3.2 Coleta e preparo das amostras

Foram realizadas duas coletas. Uma coleta em março, no final da estação chuvosa, que, para essa região, corresponde ao final do verão. E a segunda coleta em setembro, no final da estação seca, que corresponde ao final do inverno.

No mês de março, no qual foi realizada a coleta de verão, houve a maior precipitação do ano (462,4 mm), maior disponibilidade de água atual no solo (DAAS) que foi de 27,7%, temperaturas máximas (médias) de 26,6°C e as mínimas (médias) de 20°C (Figura 2). Nesse mês, houve as menores diferenças entre máximas e mínimas. Nessa estação, não houve temperaturas máximas (médias) muito altas (28,3°C), porém houve as temperaturas mínimas (médias) mais altas (20,0°C) do ano.

A coleta de inverno, ou melhor, da estação seca, foi realizada em setembro de 2011, mês caracterizado pela menor precipitação do ano (2 mm), menor DAAS (0%), temperaturas máximas médias de 30,5°C (as mais altas do ano) e as mínimas médias de 17,6°C. Nesse mês, houve as maiores diferenças entre máximas (médias) e mínimas (médias) de 2011, o que é uma característica dessa estação. Em relação às médias da estação, de junho de 2011 a setembro de 2011, as temperaturas máximas foram de 27,7°C; as mínimas de 15,8°C; a precipitação total dos quatro meses de inverno foi de 27 mm e a DAAS média de 12,7%; ou seja, período tipicamente seco.

Foram demarcadas, nas três áreas, sete faixas paralelas no sentido do declive, ou seja, perpendiculares aos níveis, proporcionalmente espaçadas, onde seis sub-amostras foram coletadas em "zigue-zague" dentro de cada faixa (SILVEIRA et al., 2004). Portanto foram obtidas 7 amostras compostas de 6 sub amostras cada. Além de georreferenciados, os pontos de coleta foram marcados com estacas numeradas para permitir que a segunda coleta fosse realizada nos mesmos locais.

As amostras de solo foram coletadas a 0-20 cm de profundidade, limpando-se superficialmente a vegetação e, posteriormente, utilizando-se o trado tipo holandês. Todos os instrumentos foram previamente lavados e sanitizados em água clorada a 200 ppm e o solo nunca era tocado diretamente com as mãos, sempre com uso de luvas. As amostras foram imediatamente transportadas para o laboratório, peneiradas (LV-c e LV-p em peneiras de 2 mm e Organossolo peneira de 4mm) e divididas em três partes: uma parte refrigerada, uma parte congelada e a outra parte seca à sombra por alguns dias, sem peneirar. Após secagem, todas as amostras foram peneiradas em peneiras de 2 mm. Na estação seca, a baixa umidade impossibilitou o uso do trado e os Latossolos Vermelhos foram coletados com escavadeiras manuais.

3.3 Quantificação de micro-organismos cultiváveis

A diluição do solo foi feita em série de acordo com o método proposto por Wollum II (1982). Foram pesados 10 g de solo recém-coletado em frascos de Erlenmeyer, 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. Diluições sucessivas crescentes foram efetuadas até 10^7 para o solo LV-c, até 10^8 para o solo LV-p e até 10^{10} para o Organossolo. Para isso, transferiu-se 1 mL da suspensão de solo para tubo de ensaio 18x180 mm, contendo 9 mL de solução de pirofosfato de sódio e deste tubo para outro com o mesmo volume da solução de pirofosfato até atingir a diluição desejada. Esse procedimento foi repetido para cada amostra de solo. Volumes adequados dessas diluições foram transferidos para os meios de cultura específicos de cada análise, conforme descrito a seguir.

3.4 Contagem em Placas

Após suspensão e diluição, volumes adequados foram transferidos para meios de cultura contidos em Erlenmeyers, que estavam sob 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 descartáveis estéreis de 90x15mm. 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 $29,5 \pm 0,5$. A contagem das colônias dos micro-organismos foi iniciada após 24 horas de incubação e até não se observar desenvolvimento de novas colônias. Para actinobactérias (Figura 7) e fungos (Figura 8) a contagem iniciava-se com 72 horas. As contagens do número de unidades formadoras de colônias (UFC) foram realizadas nas placas que continham de 30 a 300 colônias de bactérias (Figura 6) e 20 a 200 colônias de fungos (Figura 8). A técnica de contagem e os cálculos seguiram o proposto por Vieira e Nahas (2005).



Figura 6. Colônias de bactérias totais (esquerda) e esporuladas (direita) em Meio de Bunt e Rovira (1955).

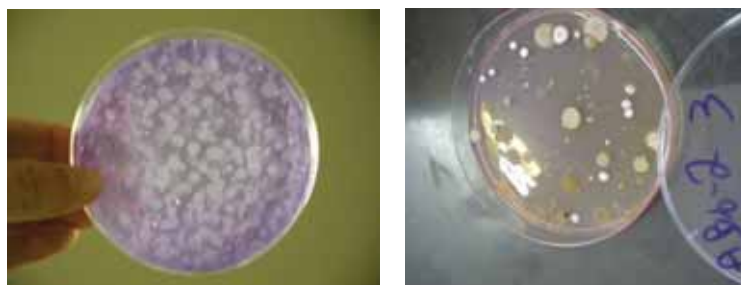


Figura 7. Colônias de bactérias Gram-negativas (esquerda) em Meio de Bunt e Rovira (1955) com cristal violeta e actinobactérias (direita) em meio de Kuster e Williams (1997).



Figura 8. Colônias de fungos em meio de Martin (1950).

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

**Preparo do meio: após misturar todos os componentes, com exceção do ágar, ferveu-se em banho-maria por 30 minutos e filtrou-se em papel mata-borrão. O filtrado (60 mL) foi adicionado ao ágar contido em Erlenmeyers e esterilizado por 15 minutos a 121°C.

3.4.2 Bactérias Esporuladas

Os tubos de diluição dos solos foram aquecidos em banho-maria por 10 minutos sob temperatura de 80 a 85 °C para posteriormente serem inoculadas no meio de Bunt e Rovira (1955), conforme descrito no item 3.4.1.

3.4.3 Bactérias Gram Negativas

Foi utilizado o meio de Bunt e Rovira (1955) descrito no item 3.4.1 adicionado de cristal violeta (5 µg/mL de meio de cultura).

3.4.4 Actinobactérias

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

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	7,00 - 7,20
Antibióticos – adicionados ao meio a 45°C	
Nistatina	50 µg mL ⁻¹
Cicloheximida	50 µg mL ⁻¹
Sulfato de polimixina B	5 µg mL ⁻¹
Penicilina sódica	1 µg mL ⁻¹

3.4.5 Fungos Totais

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 veterinário)	100 mg L ⁻¹

3.5 Número mais provável (NMP)

Após a diluição (descrita no item 3.3), as alíquotas específicas de cada solo e de cada grupo microbiano foram inoculadas assepticamente em tubos de ensaio de 13x100 mm para bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes. Nesses tubos havia 2,7 mL de meio de cultura específico para cada grupo, conforme descrito nos itens 3.5.1 e 3.5.2 e foi inoculado 0,3 mL da diluição. No caso das bactérias desnitrificantes, 0,15 mL das diluições foi inoculado em tubos de Eppendorf (capacidade de 1,5 mL) contendo 1,35 mL do meio de cultura descrito no item 3.5.3 esterilizado. Portanto, quando era passada da diluição de 10¹ para um tubo com meio, esse tubo era numerado como 10². Para cada diluição havia 5 tubos. Para as três análises descritas a seguir os tubos foram incubados sob temperatura de 29,5 a 30°C (±0,5).

3.5.1 Bactérias Amônio Oxidantes

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

Compostos	Concentração da solução estoque (g 100 mL ⁻¹)	Quantidade de solução estoque L ⁻¹ de meio de cultura (mL)
(NH ₄) ₂ SO ₄	5,0	10,0
CaCl ₂ .2H ₂ O	1,34	1,0
MgSO ₄ .7H ₂ O	4,0	1,0
Azul de bromotimol	0,04	5,0
KH ₂ PO ₄ (0,2M)	2,72 g	7,5
Solução de Ferro		1,0
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,246	
EDTA dissódico	0,331	
Elementos traço		1,0
NaMoO ₄ .2H ₂ O	0,2133	
MnCl ₂	0,02	
CoCl ₂ .6H ₂ O	0,0002	
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,01	
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,002	

Após procedimento descrito no item 3.5, as observações iniciaram-se no 4º dia, quando se verificou a mudança da cor verde para a cor amarela (Figura 9), indicando acidez, isto é, a transformação do íon amônio em nitrito. Os tubos foram observados por até quarenta e dois dias e, depois disso, até que se passassem duas semanas consecutivas sem alteração de cor nos tubos, conforme descrito por Schmidt e Belser (1982).

A confirmação da produção de nitrito foi feita com a transferência de 0,1 mL do meio dos tubos para uma placa de vidro estéril, acrescentando-se uma gota do reagente “diazotizing” (0,5 g de sulfanilamida em 100 mL de HCl 2,4 M, estocado em geladeira) e outra gota do reagente “coupling” (0,3 g de N-1-naphtil-etilenodiamina hidrocloreídica em 100 mL de HCl 0,12 M, estocado em frasco âmbar e em geladeira), que ficavam de cor rosa ou vermelha, o que indica a presença de nitrito. Comparou-se esse resultado com o tubo controle (não inoculado).



Figura 9. Tubos com meio de Schmidt e Belser (1982) com crescimento aparente de bactérias amônio-oxidantes (tubos amarelos) e negativos (tubos verdes).

Verificaram-se ainda os tubos nitrito-negativos nas diluições finais por meio do teste da difenilamina (50mg de difenilamina em 25 mL de H_2SO_4 concentrado estocado em vidro escuro) no caso em que as bactérias nitrito-oxidantes também presentes possam ter convertido todo o nitrito em nitrato.

Foram registrados os números de tubos positivos em cada diluição final e estimou-se a população usando a tabela do número mais provável (NMP) proposta por Alexander (1965).

3.5.2 Bactérias Nitrito-Oxidantes

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

Compostos	Concentração da solução estoque (g/100 mL)	Quantidade de solução estoque L^{-1} de meio de cultura (mL)
KNO_2	0,85	1,0
* $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	1,34	1,0
* $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	4,0	5,0
K_2HPO_4 (0,2M)	3,48	4,0
KH_2PO_4 (0,2M)	2,72 g	1,0
Solução de ferro		1,0
$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,246	

Compostos	Concentração da solução estoque (g/100 mL)	Quantidade de solução estoque L ⁻¹ de meio de cultura (mL)
EDTA dissódico	0,331	
Elementos traço		1,0
NaMoO ₄ .2H ₂ O	0,2133	
MnCl ₂	0,02	
CoCl ₂ .6H ₂ O	0,0002	
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,01	
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,002	

O cloreto de cálcio e o sulfato de magnésio foram autoclavados separadamente e adicionados assepticamente à solução estéril dos demais ingredientes.

Após os procedimentos descritos no item 3.5, os tubos (Figura 10) foram observados por até 60 dias, conforme descrito por Schmidt e Belser (1982).



Figura 10. Tubos com meio de Schmidt e Belser (1982) para crescimento de bactérias nitrito-oxidantes.

A checagem dos tubos foi realizada semanalmente, iniciando-se, por segurança, aos 4 dias de incubação. Transferiu-se 0,1 mL do meio de cultura incubado para uma placa de vidro estéril e acrescentou-se uma gota do reagente “diazotizing” (0,5 g de sulfanilamida em 100 mL de HCl 2,4N, estocado em geladeira) e outra gota do reagente “coupling” (dissolvidos 0,3 g de N-1-naphtil-etilenodiamina hidrocloreídrica em 100 mL de HCl 0,12N, estocado em frasco âmbar e em geladeira).

As gotas aplicadas na placa passavam de incolor para a cor rosa ou vermelho quando o resultado era negativo (Figura 11).



Figura 11. Teste do nitrito na estimativa de contagem de bactérias nitrito-oxidantes.

3.5.3 Bactérias Desnitrificantes

Para a estimativa do NMP de bactérias desnitrificantes o meio de cultura utilizado foi o de Alexander (1965) em tubos Eppendorf:

Compostos	Quantidades
Solução A	
KNO ₃	1,0 g
Asparagine	1,0 g
Solução alcoólica de azul de bromotimol 1%	5,0 mL
H ₂ O	500 mL
Solução B	
Compostos	
Quantidades	
Citrato de sódio	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

Compostos	Quantidades
FeCl ₃ .6H ₂ O	0,05 g
H ₂ O	500 mL
pH	7,00

A solução A foi misturada com a solução B. O cloreto de cálcio e o sulfato de magnésio foram autoclavados separadamente e adicionados assepticamente à solução estéril dos demais ingredientes.

Após os procedimentos descritos no item 3.5, incubou-se em estufa 30°C ± 0,5°C por 10 dias no verão e 14 dias no inverno, quando foi observada a produção intensa de gás e a mudança para a cor azul, o que era registrado como leitura positiva (Figura 12).



Figura 12. Reação positiva (tubo azul) e negativa (tubo verde) na quantificação de bactérias desnitrificantes pelo método do NMP.

3.6 Atividades Microbianas

3.6.1 Atividade Respiratória

A atividade respiratória dos solos foi determinada segundo método proposto por Rezende et al. (2004). Amostras de 100 g (peso seco) dos solos recém-coletados foram pesadas dentro dos potes de vidro de 2,5 L de boca larga. O teor de umidade foi equilibrado para 60% da capacidade de retenção de água. Foram colocados dois béqueres no interior do frasco: um contendo 20 mL de NaOH 0,5 M e outro com 20 mL de água destilada, esse último apenas para manter a umidade do

solo. As tampas dos frascos foram bem vedadas com filme de PVC e os potes foram incubados no escuro, em estufa, por 9 dias a 37°C. Os beakers com NaOH foram retirados e neles adicionados 2 mL de solução de cloreto de bário a 30% e 2-3 gotas de fenolftaleína a 1%. A titulação foi realizada com HCl 0,5 M até a viragem da tonalidade rosa para incolor. A quantidade de CO₂ produzida foi acumulativa. Dois frascos vazios com os dois béqueres dentro de cada um deles foram colocados para incubar sob as mesmas condições dos frascos com o solo, para se verificar o CO₂ atmosférico pré-existente. A atividade respiratória foi calculada para 100 g de solo seco.

3.6.2 Atividade Nitrificante

Foi utilizado o método proposto por Schmidt e Belser (1994). Os solos recém-coletados foram pesados dentro de placas de Petri de maneira que houvesse 10 g de solo seco dentro de cada placa. O teor de umidade foi equilibrado para 60% da capacidade de retenção de água. Foram feitas duas repetições de cada amostra de solo, uma com e outra sem adição de 160 µg N-NH₄ g⁻¹ de solo seco, usando (NH₄)₂SO₄. As amostras foram mantidas em estufa por 21 dias a 30°C.

Após a incubação, foram pesados 8 g de solo de cada amostra, controle e teste, onde foram adicionados 50 mL de KCl 1M. A mistura foi agitada por uma hora em agitador horizontal e filtrada em papel de filtro. O filtrado foi armazenado em freezer até o momento da determinação. O nitrato foi determinado por destilação a vapor seguida de titulação, utilizando-se o método proposto por Keeney e Nelson (1982).

Na determinação do nitrato, 10 mL do filtrado foram acrescidos de 1 mL de ácido sulfâmico 2% e levados ao digestor, adicionando-se pela saída lateral do tubo 0,2 g de liga devarda no início da ebulição. Foram recolhidos 40 mL do destilado em recipiente contendo 5 mL de solução de ácido bórico como indicadora, titulada com solução de ácido sulfúrico 0,0025 M até a mudança da cor verde para rosa. O branco foi destilado e titulado em duplicata, sendo composto pela solução de KCl, utilizando-se o mesmo procedimento das amostras.

O preparo da solução indicadora foi realizado pesando-se 0,3 g de verde de bromocresol e 0,165 g de vermelho de metila dissolvidos em álcool etílico PA completando-se balão de 500 mL com o álcool e reservando-se.

A solução de ácido bórico foi preparada com 20 g de ácido bórico dissolvidos em 700 mL de água quente. Após resfriamento, acrescentaram-se 200 mL de etanol e 20 mL da solução indicadora descrita acima. Aos poucos, foi adicionada uma solução de NaOH 0,05 M até mudança da cor rosa para verde.

3.6.3 Atividade Solubilizadora de Fosfato

A atividade solubilizadora de fosfato foi determinada através do método proposto por Watanabe e Olsen (1965). Os solos frescos foram pesados (o equivalente a 10 g de solo seco dentro de placas de Petri estéreis) em duas placas, controle e teste. O teor de umidade foi equilibrado para 60% da capacidade de retenção de água e foram adicionados 120,2 mg de fosfato natural “Fosfan” g^{-1} de solo seco nas placas teste. Esse produto continha 104,8 mg de P total g^{-1} . As amostras foram incubadas em estufa por 30 dias a $30^\circ\text{C} \pm 0,5$. O fosfato solúvel foi extraído e determinado pelo método proposto por Watanabe e Olsen (1965).

Após a incubação, foram retirados 0,6 g de solo de cada placa e adicionados 12 mL de solução extratora de bicarbonato de sódio 0,5 M pH 8,5. As amostras foram agitadas por 30 minutos em agitador horizontal, filtradas em papel de filtro Whatman n° 42. Foram pipetados 2 mL do filtrado em tubos de ensaio, adicionando-se 0,2 mL de solução de ácido sulfúrico 2,5 M e 0,8 mL de solução B. Os tubos foram agitados e submetidos à incubação em banho-maria a 45°C por 20 minutos. Posteriormente, foram agitados e a leitura foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda de 820 nm de absorbância.

Preparo da solução B:

Dissolveu-se 1,056g de ácido ascórbico em 200 ml de solução A logo antes do uso (não armazenou-se).

Preparo da solução A:

- 12g de molibdato de amônio em 250 mL de água destilada ou deionizada;
- 0,208g de tartarato de antimônio e potássio em 100 mL de água destilada ou deionizada;
- Adicionou-se as duas soluções em 1000 mL de ácido sulfúrico 5N (138,9 mL de ácido sulfúrico para 1000 mL de água);
- Misturou-se e completou-se volume para 2000 mL;
- Guardou-se em frasco âmbar e em geladeira.

Os cálculos foram realizados com base em uma curva padrão de KH_2PO_4 , com 20 μg de P mL^{-1} em concentrações crescentes de 0 a 8 μg de P mL^{-1} , adicionados das mesmas soluções da determinação.

3.6.4 Atividade da Desidrogenase

A atividade da desidrogenase foi determinada através de método proposto por Casida et al. (1977). Foram pesados 3,0 g de terra fina seca ao ar (TFSA), adicionando-se 0,03 g de carbonato de cálcio (CaCO_3), 0,5 mL de cloreto de trifetil tetrazolio 3% e acrescentando-se 1,3 mL de água destilada (LV) ou 4 mL (Organossolo). Os tubos foram agitados levemente e incubados a 37 °C por 24 horas. O conteúdo dos tubos foi transferido para papel de filtro com adição de 30 mL de metanol e foram medidos em espectrofotômetro regulado para absorvância no comprimento de onda de 485nm, tendo o metanol como branco. O cálculo foi feito através de uma curva padrão com solução de 100 μg TFF (trifenilformazan) mL^{-1} em concentrações crescentes de 0-20 μg TFF mL^{-1} .

3.6.5 - Atividade ureolítica

A atividade ureolítica foi determinada por meio do método proposto por McGarity e Meyer (1967). Para a extração da enzima foram pesados 2 g de TFSA em dois tubos (controle e teste) de cada amostra, aos quais se acrescentou 0,2 mL de tolueno, deixando-se em repouso por 15 minutos. Foram adicionados 2 mL de tampão fosfato (0,1M, pH 6,7), levando-se em banho-maria a 37°C por 3 minutos para equilibrar a temperatura. Foram pipetados somente nos tubos testes (nos

controles não) 1 mL da solução de uréia 10% (p/v), incubando-se em banho-maria todos os tubos a 37°C por 3 horas. Foram adicionados 3 mL de água destilada, agitando-se os tubos, adicionando-se 1 mL solução de uréia a 10% (somente nos tubos controle) e agitando-se novamente. O conteúdo foi filtrado em papel chupão.

Na determinação da atividade, foi colocado 0,1 mL do filtrado em tubo de ensaio, adicionando-se 2,1 mL água destilada; 0,5 mL solução de fenolato (conforme descrito abaixo). Foi adicionado 0,3 mL de solução hipoclorito 0,9% Cl ativo, agitou-se e incubou-se por 1 hora sob temperatura ambiente. A leitura foi realizada utilizando-se absorbância em comprimento de onda de 630 nm.

A solução de fenol (solução B) foi preparada com a dissolução de 62,5 g de fenol em um volume mínimo de álcool etílico (5 mL), ao qual adicionou-se 18,5 mL de acetona. Após misturar, o volume foi completado com álcool etílico em balão de 100 mL e guardou-se em frasco âmbar na geladeira. A solução de fenolato foi preparada no momento do uso, com 20 mL da solução A (NaOH 27%) + 20 mL da solução B (solução de fenol)+ 60 mL de H₂O destilada.

O cálculo foi realizado através da equação gerada na curva padrão com solução de sulfato de amônio (100 µg N mL⁻¹) em concentrações crescentes de 0 a 30 µg N mL⁻¹.

3.6.6 - Atividade Proteolítica

A atividade proteolítica foi determinada através do método proposto por Nannipieri et al. (1979). Foi pesado 1 g de solo seco. O teor de umidade foi equilibrado para 60% da capacidade de retenção de água. Foram adicionados 2,5 mL substrato (1% caseína, p/v, em tampão tris 0,1M pH 8,1) e os tubos foram levados para banho-maria a 52°C por 1h. Após incubação, foi adicionado 1,0 mL de ácido tricoloracético 17,5% (v/v), filtrando-se em papel chupão.

A determinação foi realizada pipetando-se 1,0 mL do filtrado ao qual se adicionou 7,0 mL de Na₂CO₃ a 3,7% (p/v). Foi acrescentado 1,0 mL de CuSO₄.5H₂O a 0,06% (p/v), agitou-se e incubou-se à temperatura ambiente por 30 min. Foi adicionado 1 mL de Folin Ciocautau 1:4 (v/v), colocou-se em banho-maria a 37°C por 5 min. A leitura foi realizada em absorbância de 578 nm de comprimento de

onda. O resultado foi calculado com base em uma curva padrão (100 mg L-tirosina mL⁻¹), em concentrações crescentes de 0 a 10 µg tirosina mL⁻¹.

3.6.7 Atividade da Fosfatase Ácida

A fosfatase ácida foi determinada por meio do método proposto por Tabatabai e Bremer (1969). Foram pesados 0,2 g de terra fina seca ao ar (TFSA) em dois tubos (controle e teste) e adicionados 4 mL de tampão acetato (0,1 M pH 5,4), acomodou-se os tubos em banho-maria a 37°C por 3 min. Foi adicionado 1 mL de solução paranitrofenilfosfato de sódio (p-NPP) 30 mM, somente nos tubos de teste, agitou-se levemente e incubou-se os tubos (controles e testes) em banho-maria a 37°C. Após a incubação, foram adicionados 1 mL de CaCl₂ 0,5M e 4 mL de NaOH 0,5M. Apenas nos controles, adicionou-se 1 mL de solução p-NPP 30 mM, agitando-se vigorosamente os tubos e filtrando-se em papel chupão. A leitura foi realizada em absorbância em comprimento de onda de 405 nm. O cálculo foi realizado com base em uma curva padrão de paranitrofenol (100 µg p-NF mL⁻¹) em concentrações crescentes de 0 a 5 µg p-NF mL⁻¹.

3.7 Análises Químicas, Físico-químicas e Granulométricas

3.7.1- Umidade

Foram pesados aproximadamente 10,00 g de solo recém-coletado em triplicata, em cadinhos limpos, previamente secos a 105°C, por duas 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)

3.7.2 Capacidade de retenção de água

A capacidade de retenção de umidade (CRA) foi determinada colocando-se o solo (TFSA) em recipiente com fundo telado previamente seco e pesado. Esse recipiente foi mergulhado em água na metade de sua altura até perceber-se que o solo ficou totalmente encharcado. O recipiente foi retirado da água, deixando-se escorrer por 24h, devidamente coberto. Foi realizada a pesagem. O solo foi seco em estufa a 105°C por 24h, resfriado em dessecador e pesado novamente.

$$CRA = \{(m_{\text{amostra úmida}} - m_{\text{amostra seca}}) / m_{\text{amostra úmida}}\} \times 100$$

3.7.3 - Matéria Orgânica por Queima em Mufla

As amostras secas a 105 °C de massa conhecida foram levadas para a queima 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).

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

3.7.4 Carbono solúvel em água

O método utilizado para a determinação do carbono solúvel foi proposto por Davidson et al (1987). Foi pesado 1,0 g de solo seco e adicionados 5,0 mL água destilada. Os tubos foram cobertos com filme plástico para evitar evaporação, levados em banho-maria (ebulição) por 30 min e filtrados. A determinação do C foi realizada pipetando-se 0,3 mL do filtrado e 1,7 mL de água destilada, adicionando-se, rapidamente, com bureta, 5 mL de solução antrona. Os tubos foram agitados imediatamente e vigorosamente e, após repouso de 15 minutos, foi feita a leitura da absorbância em comprimento de onda de 607 nm antes de completar 30 minutos. Os cálculos foram efetuados com base em uma curva padrão com solução de glicose anidra (0,25 mg mL⁻¹) em concentrações crescentes de 0 a 70 µg de glicose mL⁻¹.

3.7.5 Carboidratos Totais do Solo

Para a determinação dos carboidratos totais nos solos, empregou-se o método proposto por Angers e Mehuys (1989). Foi pesado 1 g de TSFA em tubo de ensaio 18x180mm e foram acrescentados 10 mL de solução de H_2SO_4 1,5 M, tampou-se com papel alumínio e incubou-se por 24 horas a 80°C. O conteúdo foi filtrado ainda quente em papel de filtro Whatman número 42 previamente lavado três vezes com 5 mL de água deionizada quente, lavou-se também o resíduo do solo do tubo de ensaio com 10 mL de água deionizada quente e ajustou-se o volume do filtrado para 100 mL com água deionizada. Foram pipetados 2 mL do filtrado (1 mL para amostras do Organossolo) em tubo de ensaio 18 x 180mm e acrescentou-se, rapidamente, com bureta, 5 mL de solução antrona. De imediato, o conteúdo foi agitado vigorosamente e, após repouso de 15 minutos, foi feita a leitura da absorbância em comprimento de onda de 607 nm antes de completar 30 minutos. Os cálculos foram efetuados com base numa curva padrão com solução de 250 mg glicose mL^{-1} , utilizando-se concentrações de 0 a 70 μg glicose mL^{-1} .

- Solução de antrona: 0,1 g de antrona em 50 mL de H_2SO_4 concentrado; agitou-se e deixou-se a solução em repouso por uma hora.

3.7.6 Proteína total do Solo

A proteína total dos solos foi determinada por meio do método proposto por Wright e Upadhyaya (1996). Foram pesadas amostras de 0,5 g de solo seco em tubo de ensaio, adicionou-se 4 mL de citrato de sódio (30 mmol L^{-1} , pH 8,00) e autoclavou-se à 121°C por 90 minutos. Após resfriamento, a mistura foi centrifugada a 3000 rotações por minuto (RPM) por 15 minutos. Para os solos LV-c e LV-p, foi pipetado 0,1 mL do extrato (sobrenadante obtido na centrifugação) em tubo de ensaio 18x180mm, completando-se o volume para 1 mL com a solução de citrato de sódio. Para o Organossolo, foi pipetado 0,1 mL do extrato, completando-se o volume para 1 mL. Foi acrescentado 0,9 mL da solução A e os tubos foram aquecidos em banho-maria a 50 °C por 10 minutos, deixou-se resfriar até atingirem temperatura ambiente, quando foi adicionado 0,1 mL da solução B. Foram aguardados 10

minutos para adicionar, com auxílio de uma seringa e diretamente na mistura em agitação, 3 mL da solução C, com muito cuidado, aquecendo-se novamente os tubos por 10 minutos em banho-maria a 50°C. Os tubos esfriaram à temperatura ambiente para realizar a leitura da absorbância em comprimento de onda de 650nm, tendo como branco as soluções A + B + C, observadas as mesmas proporções da análise. Os cálculos foram efetuados com base em uma curva padrão com soro albumina bovina (BSA) em concentrações crescentes de 0 a 40 µg de BSA mL⁻¹.

Solução A: 2 g de tartarato de sódio e potássio e 100 g de carbonato de sódio (Na₂CO₃) em 500 mL de NaOH 1 mol L⁻¹, diluídos com água deionizada em quantidade suficiente para formar 1000 mL.

Solução B: 2 g de tartarato de sódio e potássio e 1 g de sulfato de cobre (CuSO₄.5H₂O) em 90 mL de água deionizada, adicionando-se 10 mL de NaOH 1 M.

Solução C: 1 mL do reagente Folin-Ciocalteu em água deionizada, completando-se com 15 mL de água.

3.7.7 Fósforo Orgânico, inorgânico e total do Solo

O fósforo orgânico foi determinado por meio do método proposto por Saunders e Willams (1955). Foram pesados 4 g de TFSA em cadinho de porcelana, levados ao forno mufla a 550 °C por 30 minutos para os solos LV-c e LV-p e 50 minutos para o Organossolo, deixou-se esfriar e transferiu-se para Erlenmeyer de 250 mL. O controle de cada amostra foi preparado pesando-se diretamente 4 g de TSFA em Erlenmeyer. Foram acrescentados 100 mL de solução de ácido sulfúrico 0,025 M agitando-se por 15 minutos circular e vigorosamente. O conteúdo foi filtrado em papel de filtro Whatman número 40.

A determinação foi realizada pipetando-se 4 mL do filtrado (2 mL para o Organossolo ignizado) em tubo de ensaio ao qual adicionou-se 0,1 mL de solução de ácido sulfúrico (2,5 M) e 0,25 mL de solução de molibdato de amônio. Foi acrescentado 0,1 mL de solução de cloreto estanhoso 10 g L⁻¹, agitou-se e, em seguida, deixou-se em repouso por 10 minutos, lendo-se a absorbância em comprimento de onda de 660 nm. Os resultados foram calculados com base em uma curva padrão com solução KH₂PO₄ em concentrações crescentes de 0 a 3,5 µg de P

mL⁻¹. O resultado do P orgânico foi obtido por meio do cálculo da diferença entre a amostra ignizada e a não ignizada. O P total foi determinado considerando-se os resultados das amostras ignizadas e o P inorgânico considerando-se os resultados das amostras não ignizadas.

A solução de molibdato de amônio foi preparada com as soluções 80 mL de solução A no volume total da solução B.

Solução A: 50 g de molibdato de amônio em 400 mL de água deionizada quase à ebulição. Após resfriamento, completou-se o volume para 500 mL com água deionizada.

Solução B: 80 mL de ácido sulfúrico concentrado em 250 mL de água deionizada; aguardou-se a mistura atingir a temperatura ambiente.

Solução de cloreto estanhoso 1,0%: adicionou-se 2,5 mL de HCl concentrado a 1 g de $\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, agitou-se manualmente até a dissolução completa e acrescentou-se 25 mL de solução HCl 1:10 em água deionizada. Com essa última solução, completou-se o volume para 100 mL.

3.7.8 Composição química do solo

Foram realizadas determinações analíticas do pH, P resina, K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , H+Al através do método proposto por RAIJ et al. (2001) e calculados a 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.

3.7.9 Análise granulométrica do solo

Realizada no Laboratório de Solos e Adubos da UNESP - Câmpus Jaboticabal, por meio dos métodos padronizados por Camargo et al. (1986).

3.8 Análise estatística dos dados

O delineamento experimental foi em blocos casualizados, com análise estatística segundo o esquema fatorial 3x2, sendo três solos (LV-c, LV-p e Organossolo), duas estações climáticas (verão e inverno) e sete repetições. A análise de variância foi realizada usando o Programa Assistat, versão 7.6 beta. Os resultados das contagens microbianas foram transformados em $\text{Log}(x)$, em que x é a densidade populacional de micro-organismos em cada amostra de solo. As demais variáveis, exceto pH, argila, areia fina e areia grossa, foram transformadas em $\text{Log}(x + 10)$ em que x é o valor de cada variável nas amostras do solo. O teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade foi utilizado para comparação entre médias. Também foi realizada a correlação linear simples entre as variáveis (r), aplicando-se o teste t nos níveis de 5 e 1% de probabilidade.

4 RESULTADOS

4.1 Populações de micro-organismos cultiváveis

Conforme pode ser observado na Figura 13, o número de unidades formadoras de colônias (UFC) predominou de modo geral no Organossolo (H), quando comparado com o Latossolo Vermelho cultivado (LV-c) e Latossolo Vermelho sob pousio (LV-p). As contagens de bactérias totais (Tabela 1A, página 82) e de actinobactérias (Tabela 4A, página 83) no Organossolo foram em média de $56,2 \times 10^5$ e $16,0 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco e reduziram-se significativamente (teste de Scott-Knott; $P \leq 0,05$) 83-84% e 59-65%, respectivamente, nos demais solos.

No verão, a densidade populacional de bactérias esporuladas do Organossolo foi de $9,4 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco, estatisticamente semelhante ao LV-c, apesar de 1,6 vezes maior (Tabela 2A, página 82). No solo LV-p a população de $2,75 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco foi menor ($P \leq 0,05$) que no LV-c e H. Já no inverno, houve semelhança estatística entre as populações dos três solos, apesar de $10,6 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco no Organossolo ser 43% e 44% maior que os solos LV-c e LV-p, respectivamente.

A média da população de bactérias Gram-negativas no Organossolo no verão, de $6,8 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco, foi similar à encontrada no LV-c de $1,0 \times 10^5$ e no LV-p de $3,1 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco, porém 57% e 27% maior respectivamente. Já no inverno, decresceram ($P \leq 0,05$) 99,6% no LV-p e 98,7% no LV-c (Tabela 3A, página 83).

A contagem média de fungos no Organossolo de 9×10^3 UFC g⁻¹ solo seco no inverno foi similar às observadas nos Latossolos (Tabela 5A, página 84), mas, no verão, reduziram-se ($P \leq 0,05$) 76% no LV-p e 85% no LV-c.

O número de UFC de actinobactérias nos dois LV, bactérias Gram-negativas e fungos totais nos três solos e bactérias totais no Organossolo aumentaram no verão em relação ao inverno, porém populações maiores de bactérias esporuladas foram encontradas no inverno nos três solos, actinobactérias no Organossolo e bactérias totais nos dois LV (Figura 13).

A Figura 14 mostra que o NMP de bactérias amônio-oxidantes, nitrito-oxidantes e desnitrificantes variou de 0,12 a $38,04 \times 10^5 \text{ g}^{-1}$ solo seco, 0,24 a $1322,93 \times 10^5 \text{ UFC g}^{-1}$ solo seco e 0,01 a $187,2 \times 10^5 \text{ UFC g}^{-1}$ solo seco, respectivamente. Considerando-se as médias, verifica-se que resultados contrastantes foram observados nas contagens dessas bactérias nos solos estudados. As bactérias nitrito-oxidantes predominaram ($P \leq 0,05$) no LV-p, as desnitrificantes no Organossolo e as amônio-oxidantes em ambos, LV-p e Organossolo (H). As densidades populacionais de amônio-oxidantes (Tabela 6A, página 84) nos solos decresceram na seguinte ordem: no verão $H > LV-c > LV-p$ e no inverno $H = LV-p > LV-c$. As médias das bactérias nitrito-oxidantes (Tabela 7A, página 85), no verão, decresceram na seguinte ordem: $LV-p > LV-c > H$ e, no inverno, $H > LV-p = LV-c$. O NMP de bactérias desnitrificantes (Tabela 8A, página 85) decresceu ($P \leq 0,05$) tanto no verão como no inverno na seguinte ordem: $H > LV-c = LV-p$.

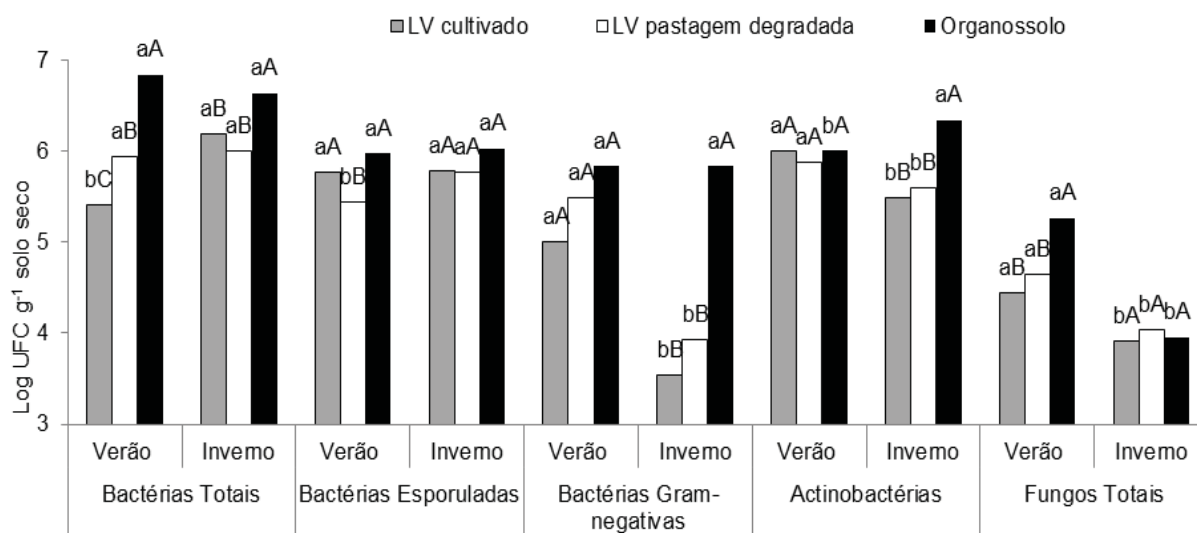


Figura 13. População de bactérias totais, esporuladas, Gram-negativas, actinobactérias e fungos totais; dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

UFC, Unidades Formadoras de Colônias Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos na mesma estação climática e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

As médias das contagens de bactérias nitrato-oxidantes no LV-p e desnitrificantes no Organossolo e no LV-p encontradas no verão diminuíram no inverno, porém as amônio-oxidantes aumentaram (Figura 14). De modo contrário as bactérias nitrato-oxidantes (no LV-c e H) e amônio-oxidantes (nos três solos) predominaram no inverno em relação ao verão.

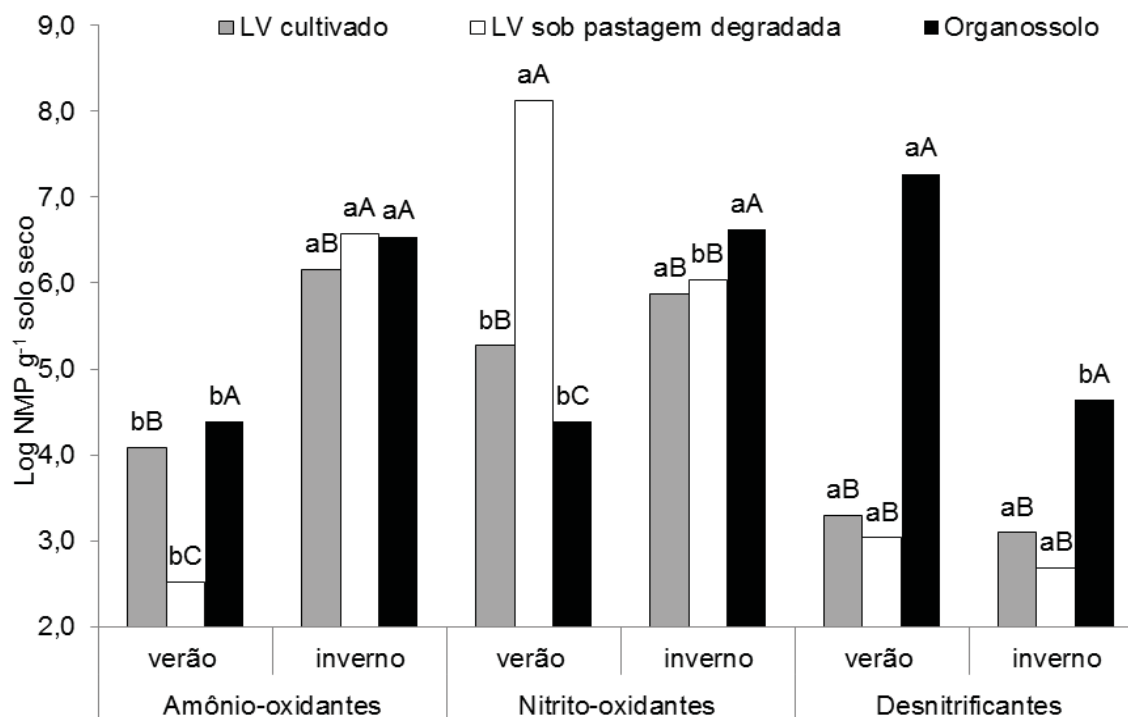


Figura 14. População de bactérias do ciclo do N dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; NMP, Número Mais Provável; Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos na mesma estação climática e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

4.2 Atividade microbiana

Os resultados das atividades respiratória e da desidrogenase mostram predominância significativa ($P \leq 0,05$) no Organossolo em relação ao LV (Figura 15). A produção média de CO_2 encontrada no Organossolo diminuiu 84% no LV-c e 76% no LV-p (Tabela 9A, página 86). Diferença significativa foi encontrada entre a

produção de CO₂ no LV-c e LV-p somente no inverno. A atividade média da desidrogenase observada no Organossolo diminuiu 84 e 62% no LV-c e LV-p, respectivamente (Tabela 10A, página 86). Constatou-se que a atividade da desidrogenase foi 2,4 vezes maior ($P \leq 0,05$) no LV-p em relação ao LV-c.

Nenhuma diferença significativa foi observada na produção de CO₂ no LV-c e na atividade da desidrogenase dos três solos entre as estações do ano (Figura 15). Porém a produção de CO₂ do Organossolo foi maior no verão em relação ao inverno e, ao contrário, maior atividade respiratória no LV-p foi verificada no inverno em comparação ao verão.

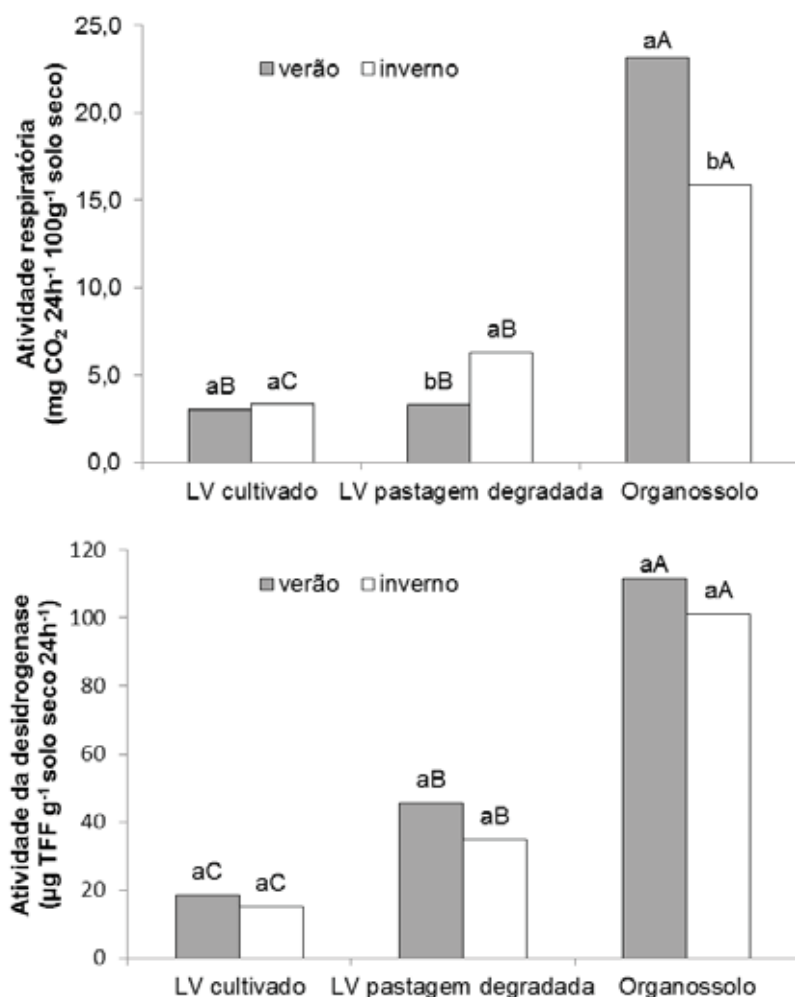


Figura 15. Atividade respiratória e da desidrogenase dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; TFF, trifenílformazan. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

Tanto a atividade nitrificante como da protease do Organossolo foram significativamente ($P \leq 0,05$) maiores que do LV (Figura 16). As reduções médias foram de 67 e 77% no LV-c e de 75 e 63% no LV-p, respectivamente (Tabelas 11A e 12A, página 87). Ao contrário, a atividade da urease (Tabela 13A, página 88) foi maior no LV do que no Organossolo (Figura 16).

A atividade da urease aumentou no verão em relação ao inverno, porém o contrário ocorreu com os resultados da protease obtidos no inverno, que foram maiores que os do verão (Figura 16). Não houve diferença estatística entre estações climáticas para a atividade nitrificante.

A mesma tendência foi observada com relação à atividade da fosfatase ácida, tendo aumentado ($P \leq 0,05$) no Organossolo em relação ao LV, porém houve redução significativa da atividade do LV-p em relação ao LV-c (Figura 17 e Tabela 14A, página 88). Nenhum efeito dos solos foi verificado sobre a atividade solubilizadora de fosfato inorgânico (Figura 17 e Tabela 15A, página 89).

As atividades da fosfatase ácida e solubilizadora foram bastante estimuladas no inverno (Figura 17). Deve considerar-se que o aumento da fosfatase no inverno ($P \leq 0,05$) ocorreu em todos os solos, mas a atividade solubilizadora apenas no Organossolo, apesar do aumento de 2,4 vezes que ocorreu no LV-c.

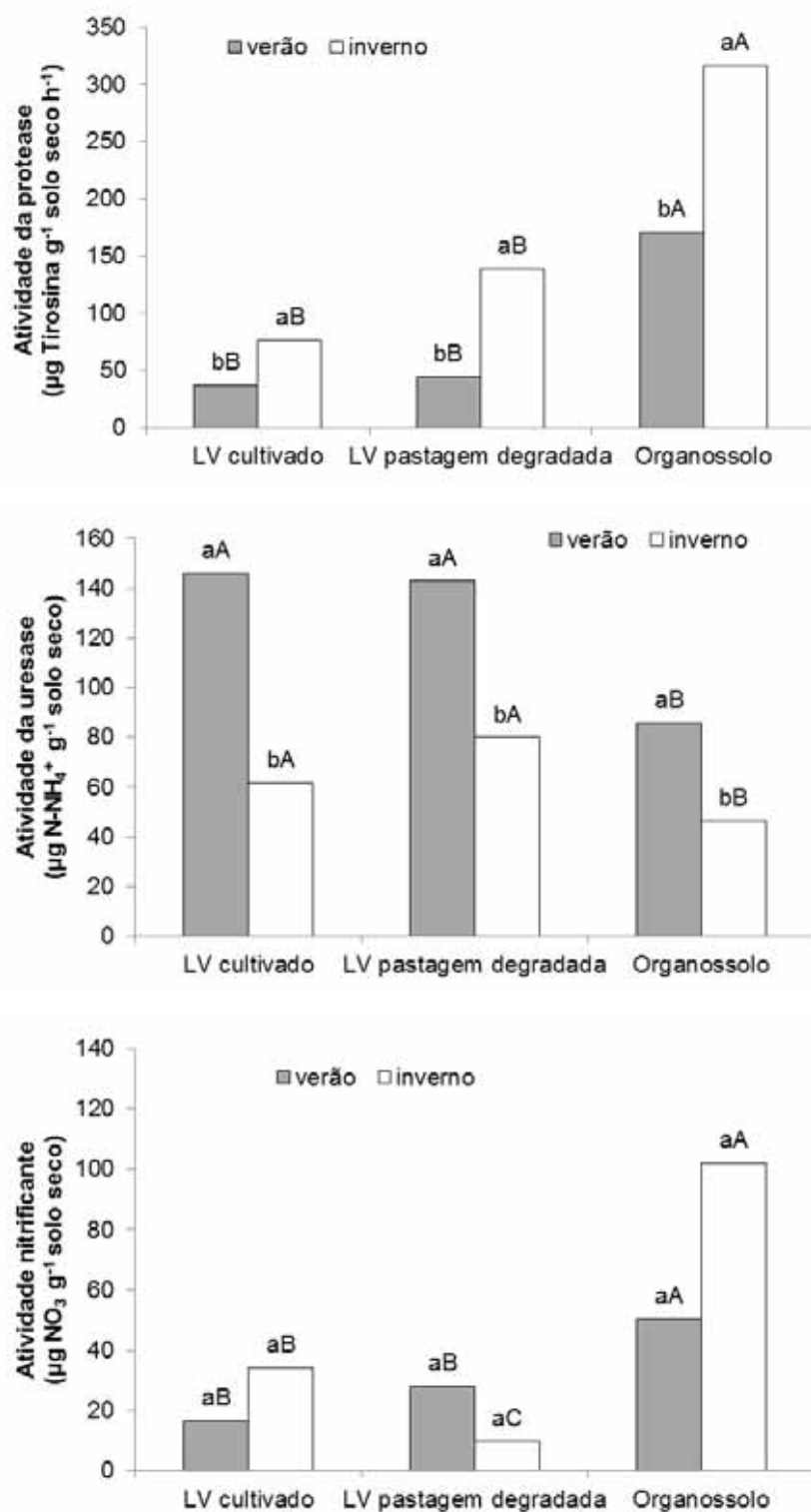


Figura 16. Atividades proteolítica, ureolítica e nitrificante dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

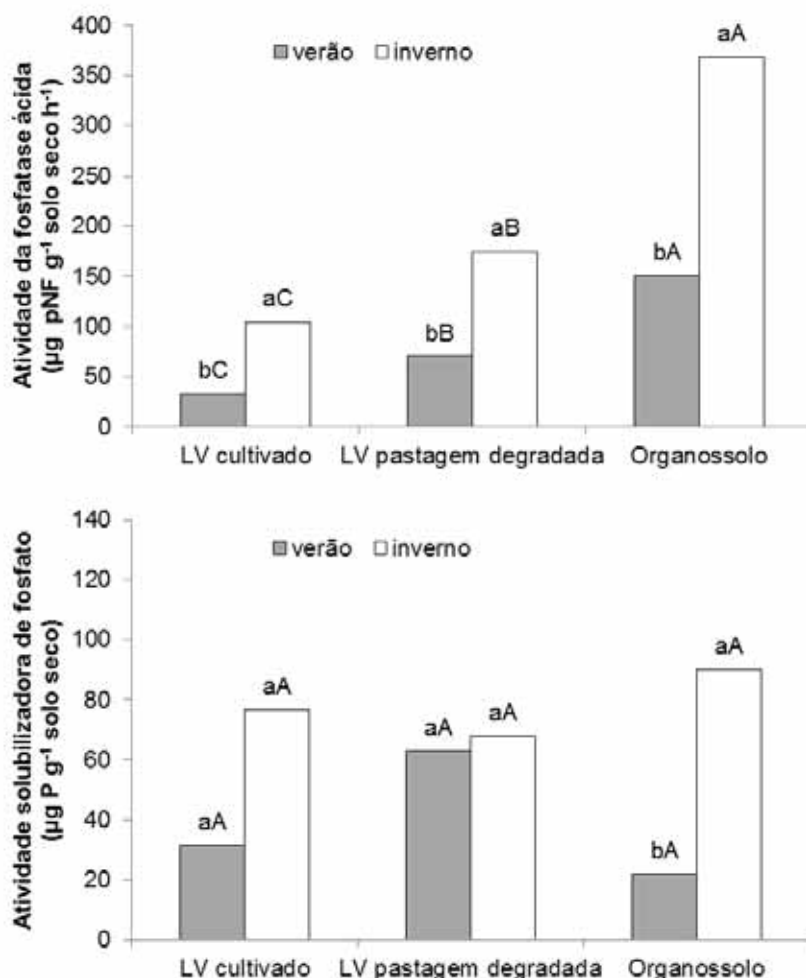


Figura 17. Atividades da fosfatase ácida e solubilizadora de fosfato dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; p-NF, paranitrofenol; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

4.3 Atributos químicos

Teores maiores ($P \leq 0,05$) de umidade, matéria orgânica (MOS), carboidratos e carbono solúvel (COS) foram encontrados no Organossolo em relação aos LV (Figuras 18 e 19). Os resultados obtidos mostraram que o conteúdo de umidade do Organossolo foi em média 7,2 vezes maior do que no LVp e 8,1 no LV-c (Tabela 16A, página 89), o de MOS de 4,2 e 5,7 vezes (Tabela 17A, página 90) e os de Carbono solúvel 3,1 e 6,4 vezes (Tabela 18A, página 90), respectivamente.

Nenhuma diferença significativa foi encontrada no conteúdo de umidade, MOS e carboidratos (Tabela 19A, página 91), no inverno, entre LV-c e LV-p, porém o conteúdo de COS e de carboidratos, no verão, foram maiores no LV-p do que no LV-c (Figuras 18 e 19). Os solos apresentaram acidez muito alta, tendo sido constatado valores de pH de 4,3 (LV-c) e 4,0 (demais solos) (Figura 18 e Tabela 20A, página 91).

O conteúdo de umidade foi maior no verão em relação ao inverno (Tabela 16A, página 89) apenas 8% para o Organossolo (não significativo) e, para LV-c e LV-p, 71% e 66% maiores ($P \leq 0,05$), respectivamente, porém os teores de MOS (Tabela 17A, página 90), carboidratos (Tabela , 19A, página 91), os valores de pH (Tabela 20A, página 91) e as quantidades de COS (Tabela 18A, página 90) nos solos LV-p e H permaneceram invariáveis. O conteúdo de COS no solo LV-c foi 2,1 vezes maior ($P \leq 0,05$) no inverno.

Os resultados de proteína total estão na Figura 19 e de P total, P inorgânico, P orgânico e P resina estão na Figura 20. Houve significativo predomínio dos conteúdos de proteína total, P total e P orgânico no Organossolo. Os conteúdos de proteína total do Organossolo foram em média 95% maiores que os do LV-c e 87% maiores que os do LV-p (Tabela 21A, página 92), os de P total 12 e 74% maiores (Tabela 22A, página 92) e os de P orgânico 77% e 75% maiores (Tabela 24A, página 93). Há que se considerar que o conteúdo de proteína total foi maior no LV-c em relação ao LV-p, o de P total do Organossolo foi similar ao do LV-c no inverno e o de P orgânico do LV-c foi similar ao do LV-p. Resultados diferentes ocorreram com o P inorgânico (Tabela 23A, página 93) e o P resina (Tabela 25A, página 94), cujas proporções entre solos decresceram na seguinte ordem: LV-c > H > LV-p. O solo LV-c apresentou resultados para o P inorgânico, em média, 3,4 vezes maior que o solo H e 10,6 vezes maior que o LV-p e para, o P resina, 3,9 e 10,2 vezes maior.

Nenhuma variação ($P \leq 0,05$) dos conteúdos de proteína total (Figura 19) e P orgânico foi constatada entre as estações do ano, mas os teores de P total e P inorgânico foram maiores ($P \leq 0,05$) no inverno em comparação ao verão nos dois LV (Figura 20) e o de P resina apenas no LV-c.

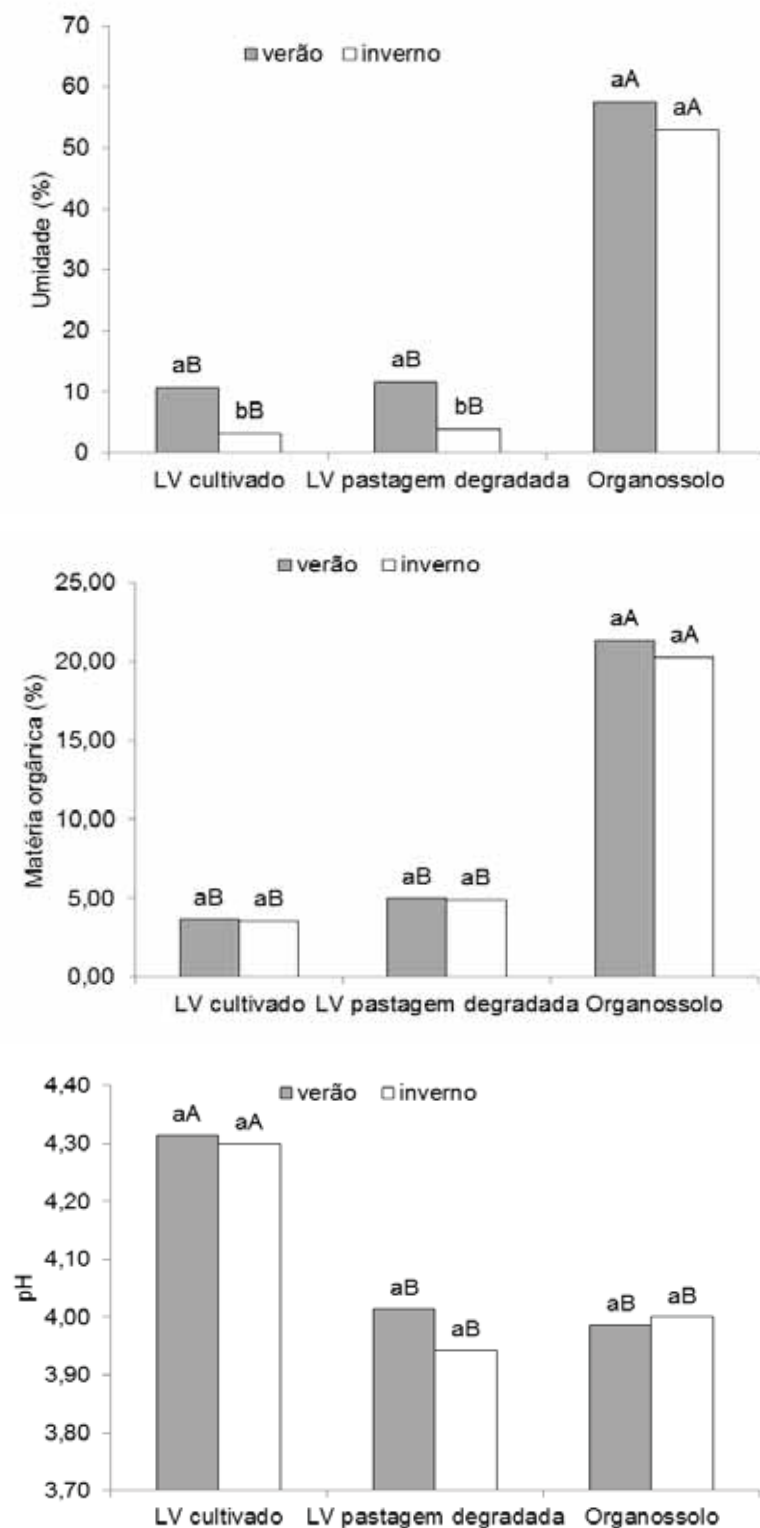


Figura 18. Umidade, matéria orgânica e pH dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

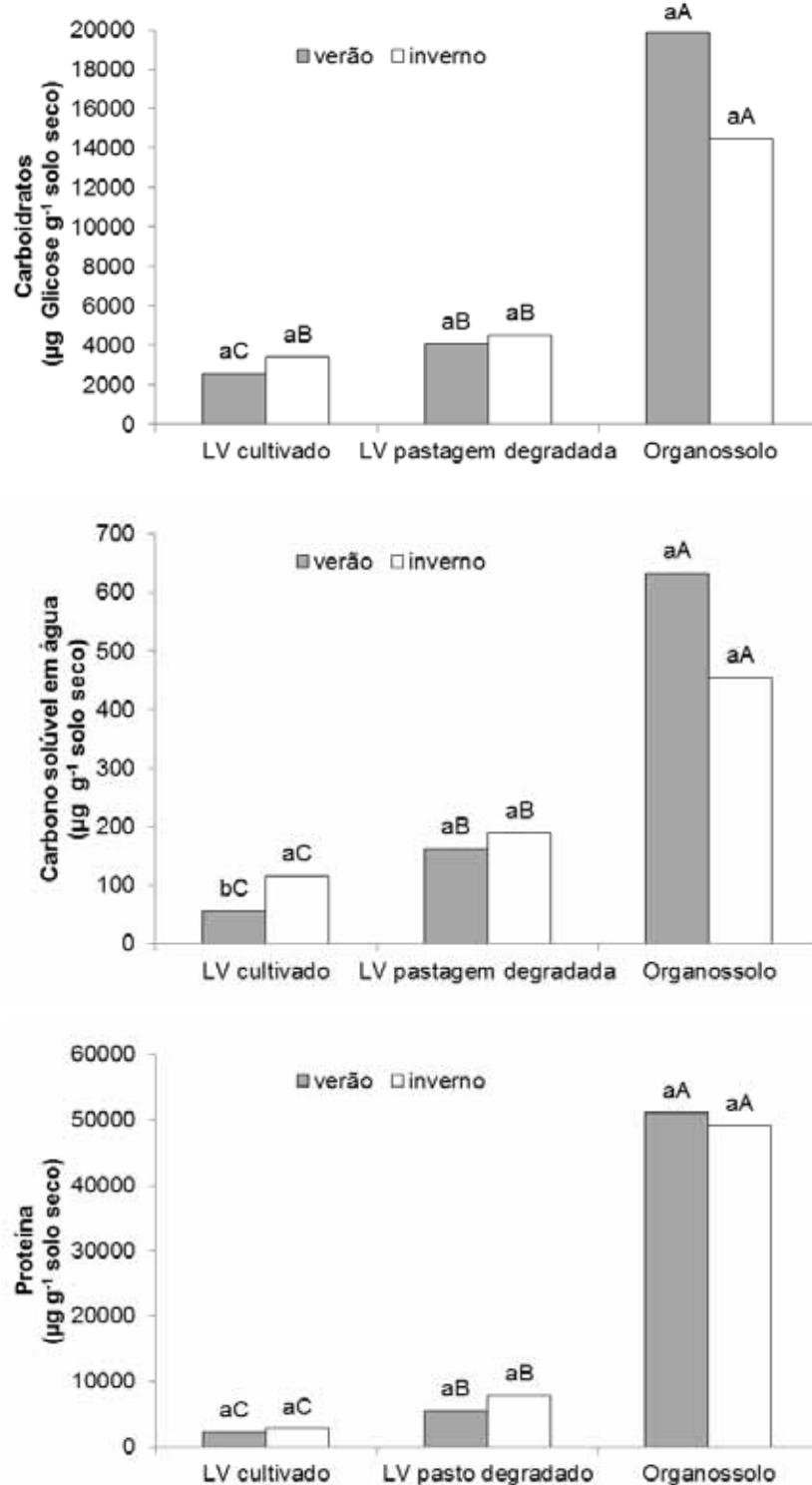


Figura 19. Carboidratos, C orgânico solúvel e proteína total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

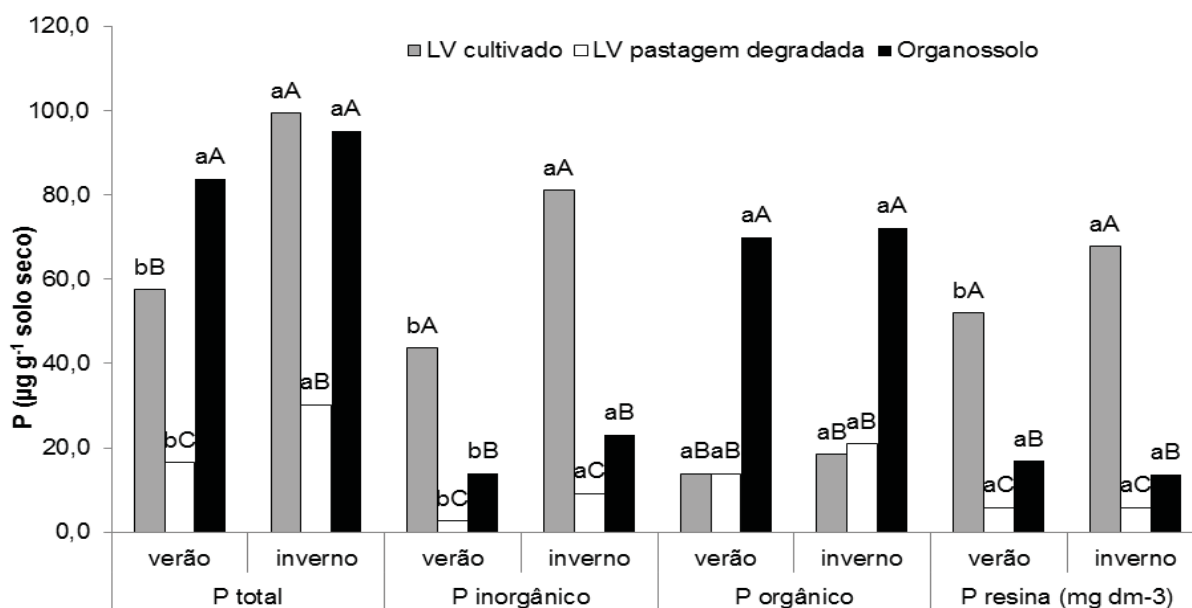


Figura 20. Fósforo dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno. LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

Os resultados das análises de K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$, soma das bases, soma dos cátions trocáveis (T) e saturação por bases dos solos foram incluídos na Figura 21. As concentrações médias de K^+ decresceram ($P \leq 0,05$) nos solos na seguinte ordem: LVc > H > LVp (Tabela 26A, página 94) e as de Ca^{2+} e Mg^{2+} como segue: H > LVc > LVp (Tabelas 27A e 28A, página 95). A concentração de $H + Al$ no Organossolo foi em média de $162,2 \text{ mmolc.dm}^{-3}$, sendo 71 a 78% maior do que no LV (Tabela 29A, página 96). Foram verificados teores similares de soma das bases (SB) no Organossolo e LV-c e significativamente maiores do que no LV-p (Figura 21 e Tabela 30A, página 96). A soma de cátions trocáveis no Organossolo (Tabela 31A, página 97) os valores de V% do LV-c (Tabela 32A, página 97) foram maiores ($P \leq 0,05$) do que as dos outros solos (Figura 21).

Os conteúdos das variáveis químicas (Figura 21) não variaram significativamente entre as estações, exceto T no LV-p que foi maior no inverno.

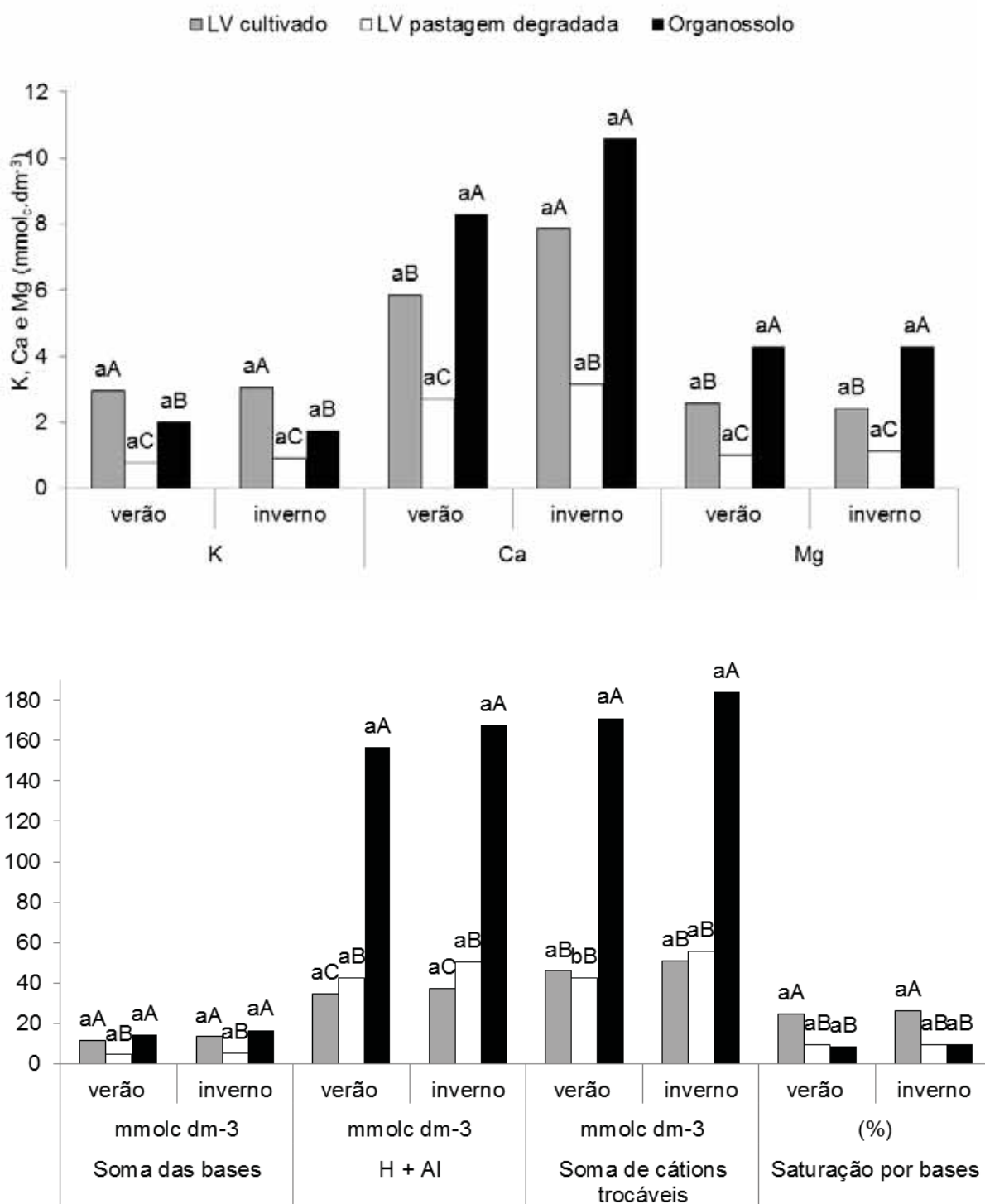


Figura 21. Teores de K⁺, Ca²⁺, Mg²⁺, H+Al, Soma das bases, soma de cátions trocáveis e saturação por bases dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

4.4 Granulometria

As variações ($P \leq 0,05$) das frações granulométricas dos solos seguiram as sequências: Argila, LV-p > LV-c = H (Tabela 33A, página 98); areia fina, LV-c > H = LV-p (Tabela 34A, página 98) e areia grossa (Tabela 35A, página 99) LV-p > LV-c > H.

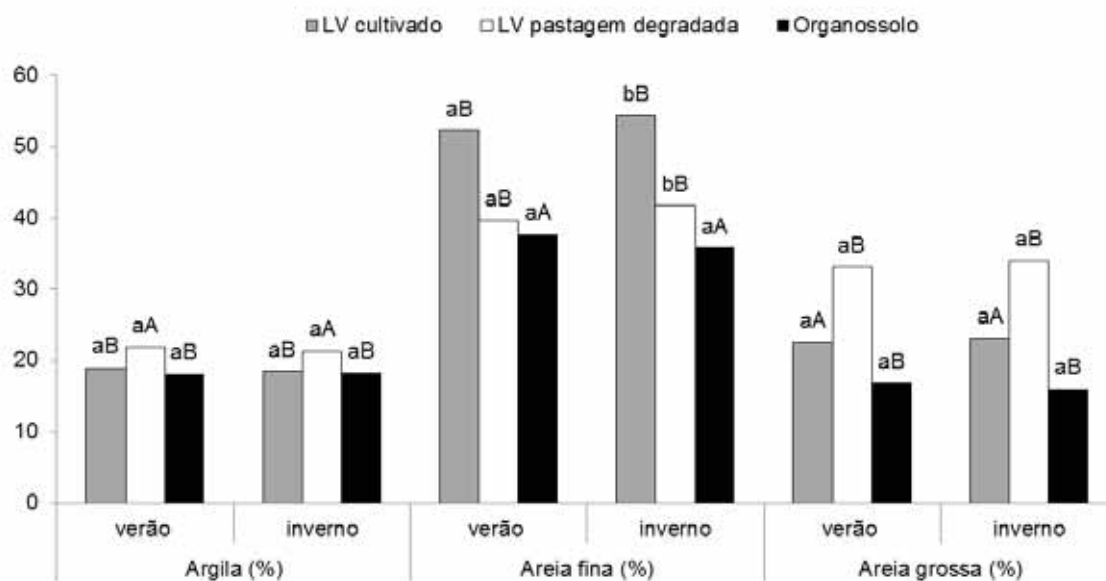


Figura 22. Granulometria dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

LV, Latossolo Vermelho; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas, comparação entre solos, na mesma estação climática, e, minúsculas, entre estações para o mesmo solo.

4.5 Correlações entre variáveis

4.5.1 Populações microbianas e variáveis químicas e granulométricas

Os resultados da análise de correlação entre populações de micro-organismos e as variáveis químicas e granulométricas dos solos estão na Tabela 1. Todas as contagens dos micro-organismos analisados, exceto as das bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, correlacionaram significativamente e positivamente com teor de umidade, carbono solúvel em água (COS), carboidratos,

atividade respiratória e desidrogenase. Nenhuma correlação foi observada entre o valor de pH e as contagens de micro-organismos, exceto correlação negativa com o número de UFC das bactérias totais. As populações microbianas, exceto fungos, bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, correlacionaram-se positivamente com matéria orgânica do solo (MOS), proteína total, P orgânico, Mg^{2+} , $H+Al$, soma de cátions trocáveis (T) e protease. As populações de bactérias totais e esporuladas correlacionaram-se positivamente com P total, Ca^{2+} , soma das bases (SB) e fosfatase ácida e negativamente com urease. As bactérias totais também se correlacionaram positivamente com atividade nitrificante e negativamente com saturação por bases (V%) e as contagens de bactérias gram-negativas, negativamente, com P inorgânico e V%. Ocorreram ainda correlações positivas das populações de actinobactérias com Ca^{2+} , SB e atividades nitrificante e da fosfatase ácida, além das correlações positivas de bactérias desnitrificantes com P total, Ca^{2+} , SB e T e negativas com V%.

As contagens de fungos correlacionaram-se positivamente com a umidade, o carbono solúvel em água (COS), os carboidratos e com as atividades respiratória, da desidrogenase, da urease e, negativamente, com P inorgânico. Poucas correlações ocorreram entre as variáveis químicas e as populações de bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, destacando-se, para o primeiro grupo microbiano, as correlações positivas com P total, Ca^{2+} , SB e com a atividade da fosfatase ácida, e a correlação negativa com a atividade ureolítica e, para a contagem de bactérias nitrito-oxidantes, as correlações negativas com carboidratos, P total, K^+ , SB e atividade respiratória.

Nenhuma população microbiana correlacionou-se com atividade solubilizadora de fosfato.

Apenas bactérias Gram-negativas e nitrito-oxidantes correlacionaram-se com P resina. Da mesma forma que o K^+ somente se correlacionou positivamente com bactérias esporuladas e negativamente com bactérias nitrito-oxidantes.

Tabela 1. Correlações entre populações microbianas, atividades microbiológicas e características químicas de Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada.

	B. Totais		B. espor.		B Gram-n.		Actino.		Fungos T.		AMOX		NIOX		DESN	
Umidade	0,73	**	0,46	**	0,61	**	0,64	**	0,37	*	0,07	ns	-0,28	ns	0,86	**
pH	-0,46	**	-0,01	ns	-0,28	ns	-0,16	ns	-0,10	ns	-0,04	ns	-0,16	ns	-0,27	ns
MOS	0,73	**	0,48	**	0,55	**	0,58	**	0,29	ns	0,16	ns	-0,26	ns	0,75	**
COS	0,73	**	0,41	**	0,44	**	0,41	**	0,34	*	0,11	ns	-0,29	ns	0,72	**
CHO	0,74	**	0,48	**	0,47	**	0,48	**	0,36	*	0,11	ns	-0,34	*	0,78	**
Proteína	0,72	**	0,48	**	0,51	**	0,55	**	0,23	ns	0,19	ns	-0,26	ns	0,72	**
P total	0,44	**	0,51	**	0,03	ns	0,18	ns	-0,25	ns	0,47	**	-0,44	**	0,38	*
P inorgânico	-0,12	ns	0,15	ns	-0,41	**	-0,28	ns	-0,42	**	0,31	*	-0,26	ns	-0,26	ns
P orgânico	0,66	**	0,47	**	0,45	**	0,51	**	0,12	ns	0,26	ns	-0,27	ns	0,74	**
P resina	-0,26	ns	0,13	ns	-0,37	*	-0,28	ns	-0,23	ns	0,14	ns	-0,35	ns	-0,24	ns
K ⁺	0,01	ns	0,33	*	-0,07	ns	0,05	ns	0,04	ns	0,14	ns	-0,44	**	0,05	ns
Ca ²⁺	0,45	**	0,50	**	0,22	ns	0,37	*	0,00	ns	0,38	*	-0,27	ns	0,45	*
Mg ²⁺	0,52	**	0,53	**	0,37	*	0,49	**	0,22	ns	0,23	ns	-0,42	**	0,63	**
H + Al	0,77	**	0,50	**	0,56	**	0,56	**	0,17	ns	0,23	ns	-0,24	ns	0,74	**
SB	0,42	**	0,53	**	0,23	ns	0,38	*	0,05	ns	0,33	*	-0,35	*	0,45	**
T	0,78	**	0,53	**	0,55	**	0,56	**	0,15	ns	0,27	ns	-0,28	ns	0,74	**
V%	-0,46	**	0,02	ns	-0,39	*	-0,30	ns	-0,23	ns	0,08	ns	-0,21	ns	-0,36	*
Ativ. Respir.	0,72	**	0,42	**	0,39	**	0,46	**	0,34	*	0,14	ns	-0,41	**	0,81	**
At nit NO ₃ ⁻	0,31	*	0,19	ns	0,26	ns	0,38	*	-0,19	ns	0,17	ns	0,09	ns	0,24	ns
At. sol. fosf.	0,10	ns	0,00	ns	-0,12	ns	0,02	ns	-0,27	ns	0,26	ns	0,29	ns	-0,20	ns
Desidro.	0,65	**	0,33	*	0,49	**	0,54	**	0,34	*	0,05	ns	-0,15	ns	0,73	**
Protease	0,59	**	0,45	**	0,31	*	0,47	**	-0,18	ns	0,53	**	-0,03	ns	0,41	**
Urease	-0,54	**	-0,49	**	0,06	ns	-0,05	ns	0,42	**	-0,66	**	0,17	ns	-0,15	ns
Fosfat. ácida	0,56	**	0,41	**	0,29	ns	0,39	*	-0,18	ns	0,51	**	0,08	ns	0,25	ns
Argila	-0,28	ns	-0,31	ns	-0,05	ns	-0,11	ns	0,06	ns	-0,24	ns	0,39	**	-0,41	*
Areia Fina	-0,47	**	-0,14	ns	-0,50	**	-0,45	**	-0,25	ns	0,03	ns	-0,14	ns	-0,35	*
Areia Grossa	-0,47	**	-0,56	**	-0,31	*	-0,48	**	-0,10	ns	-0,22	ns	0,47	**	-0,61	**

*0,01 ≤ *p* < 0,05; ***P* ≤ 0,01; ns, não significativo (*P* ≥ 0,05); B., Bactérias; B. espor., bactérias esporuladas; B. Gram-n., bactérias gram negativas; Actino., actinobactérias; AMOX, bactérias amônio-oxidantes; NIOX, bactérias nitrito-oxidantes; DESN, Bactérias desnitrificantes; MOS, matéria orgânica do solo; CHO, carboidratos; COS, C solúvel em água; Nit, atividade nitrificante; Ativ. respir., atividade respiratória; At. sol. fosf.; atividade solubilizadora de fosfato; fosfat., fosfatase; T, soma de cátions trocáveis; V%, saturação por bases.

O teor de argila somente se correlacionou positivamente com o NMP de bactérias nitrito-oxidantes e negativamente com o NMP de desnitrificantes. De modo geral, não houve correlação ou esta foi negativa entre os teores de areia e as contagens dos micro-organismos, exceto o NMP de nitrito-oxidantes que se correlacionou positivamente com a fração areia grossa.

4.5.2 Atividades microbianas e variáveis químicas e granulométricas

Os resultados da análise de correlação entre as atividades microbianas e as variáveis químicas e granulométricas dos solos estão na Tabela 2.

Não houve correlação da atividade solubilizadora de fosfato com as variáveis químicas ou com outras atividades.

Correlações positivas ocorreram entre MOS, carbono solúvel em água (COS), carboidratos, proteína total, P total, Ca^{2+} , Mg^{2+} , H+Al , soma das bases (SB) e soma de cátions trocáveis (T) com as atividades respiratória, da desidrogenase, da protease e da fosfatase ácida e, negativas, dessas atividades com V%. A atividade da desidrogenase correlacionou-se negativamente com P inorgânico.

As únicas correlações que ocorreram do pH e P resina com as atividades microbianas (respiratória, desidrogenase, protease e fosfatase ácida) foram negativas.

Houve correlações positivas do P orgânico com todas as atividades, exceto com uréase, que foi negativa e com a solubilizadora de fosfato, que não foi significativa.

A fosfatase ácida e a umidade correlacionaram-se positivamente entre si e ambas apresentaram correlações positivas com as atividades respiratória, nitrificante, desidrogenase, protease e, negativas, com urease. A atividade da urease foi negativamente correlacionada com um grande número de variáveis, excetuando-se as atividades nitrificante, solubilizadora de fosfato e da desidrogenase, além do pH, P inorgânico, P resina, K^+ , V%, argila e areia fina que não foram significativas. Também houve correlações positivas entre a atividade nitrificante e atividade respiratória, desidrogenase, protease, MOS, carboidratos, proteína total, P total, H+Al e T. As frações areia fina e areia grossa, da mesma forma que ocorreu com as populações microbianas, correlacionaram-se negativamente com as atividades microbianas, exceto com a urease.

Para auxiliar no entendimento do efeito dos solos sobre as atividades microbianas é importante relatar a correlação entre os conteúdos de MOS e a proteína total (0,97**), MOS e umidade (0,95**).

Tabela 2. Correlações entre atividades microbiológicas e características químicas e granulométricas de Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada.

	At. resp.	At. nitrif.	At.sol. fosf.	Desidrog.	Protease	Urease	Fosf. Ác.
At nitrif	0,37 *						
At.sol. fosf.	-0,08 ns	0,08 ns					
Desidrog.	0,74 **	0,34 *	-0,10 ns				
Protease	0,62 **	0,46 **	0,27 ns	0,59 **			
Urease	-0,41 **	-0,22 ns	-0,08 ns	-0,26 ns	-0,50 **		
Fosf. Ác.	0,36 *	0,38 *	0,20 ns	0,59 **	0,65 **	-0,49 **	
Umidade	0,86 **	0,35 *	-0,09 ns	0,90 **	0,64 **	-0,30 *	0,55 **
pH	-0,40 **	-0,13 ns	-0,09 ns	-0,46 **	-0,38 *	0,19 ns	-0,36 *
MOS	0,83 **	0,35 *	-0,06 ns	0,94 **	0,62 **	-0,38 *	0,64 **
COS	0,88 **	0,39 *	-0,08 ns	0,90 **	0,66 **	-0,38 *	0,53 **
CHO	0,85 **	0,28 ns	-0,15 ns	0,91 **	0,52 **	-0,38 *	0,52 **
Proteína tot.	0,87 **	0,35 *	-0,11 ns	0,90 **	0,59 **	-0,37 *	0,49 **
P total	0,80 **	0,43 **	-0,05 ns	0,94 **	0,66 **	-0,39 *	0,65 **
P inorgânico	0,41 **	0,35 *	-0,06 ns	0,33 *	0,34 *	-0,55 **	0,35 *
P orgânico	-0,29 ns	0,05 ns	0,01 ns	-0,39 *	-0,23 ns	-0,22 ns	-0,14 ns
P resina	0,81 **	0,37 *	-0,09 ns	0,81 **	0,65 **	-0,45 **	0,58 **
K ⁺	-0,34 *	-0,11 ns	-0,06 ns	-0,42 **	-0,36 *	-0,04 ns	-0,30 *
Ca ²⁺	0,05 ns	-0,09 ns	-0,05 ns	-0,10 ns	-0,12 ns	-0,07 ns	-0,04 ns
Mg ²⁺	0,49 **	0,28 ns	-0,01 ns	0,46 **	0,53 **	-0,41 **	0,46 **
H + Al	0,68 **	0,29 ns	-0,08 ns	0,66 **	0,52 **	-0,35 *	0,51 **
SB	0,79 **	0,43 **	-0,04 ns	0,89 **	0,67 **	-0,42	0,69 **
T	0,49 **	0,23 ns	-0,03 ns	0,44 **	0,54 **	-0,37 *	0,42 **
V%	0,79 **	0,42 **	-0,04 ns	0,89 **	0,68 **	-0,44 **	0,70 **
Argila	-0,45 **	-0,16 ns	-0,05 ns	-0,58 **	-0,39 **	0,11 ns	-0,39 **
Areia Fina	0,76 **	0,46 ns	-0,04 ns	0,90 **	0,65 **	-0,36 *	0,70 **
Areia Grossa	-0,52 **	-0,24 ns	0,02 ns	-0,78 **	-0,46 **	0,18 ns	-0,63 **
Umidade	-0,55 **	-0,45 **	0,06 ns	-0,55 **	-0,44 **	0,30 *	-0,40 **

* $0,01 \leq p < 0,05$; ** $P \leq 0,01$; ns, não significativo ($P \geq 0,05$); MOS, matéria orgânica do solo; COS, C solúvel em água; Desidrog., desidrogenase; At. Am., at. nit, atividade nitrificante; At. resp., atividade respiratória; At. sol. fosf.; atividade solubilizadora de fosfato; fosf. ác., fosfatase ácida; T, soma de cátions trocáveis; V%, saturação por bases.

5 DISCUSSÃO

5.1 Efeito dos solos

5.1.1 Efeito dos solos sobre as populações de micro-organismos

O número de unidades formadoras de colônias (UFC) de bactérias totais, bactérias esporuladas, bactérias Gram-negativas, actinobactérias e bactérias desnitrificantes predominou, de modo geral, no Organossolo quando comparado com o LV-c e LV-p. Não foram encontrados resultados na literatura sobre as contagens de bactérias e fungos no Organossolo, porém as contagens obtidas nos Latossolos Vermelhos foram comparáveis as de outros autores. A frequência de bactérias totais do LV foi semelhante à obtida em solos de cerrado, de 5×10^4 a $2,2 \times 10^6$ UFC g⁻¹ solo seco (CARNEIRO et al., 2004) e de 1,2 a $17,4 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco (PEREIRA et al., 1999), semelhante também à obtida em solo tropical, de 5.8×10^5 UFC g⁻¹ solo seco a 1.6×10^6 UFC g⁻¹ solo seco (NDUBUISI-NNAJI et al., 2011). A quantidade de bactérias totais do Organossolo foi maior do que a obtida em solo tropical com alto teor de matéria orgânica, de $7,2 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco (NAHAS et al., 1994).

A variação no número de bactérias esporuladas nos Latossolos Vermelhos foi semelhante à obtida por Popelářová et al. (2008) em solos aráveis em Praga, República Checa, de $3,7 \times 10^5$ a $12,0 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco, assim como as contagens de actinobactérias de $2,0$ a $4,1 \times 10^5$ UFC g⁻¹ solo seco, porém foram maiores que 10^5 UFC g⁻¹ solo seco de actinobactérias verificados por Sanomya e Nahas (2003), que investigaram LV distrófico.

Resultados da frequência de fungos foram semelhantes aos encontrados em solo sob cerrado nativo, de 8×10^3 a $10,9 \times 10^4$ UFC g⁻¹ solo seco e sob milho e nabo forrageiro, de $4,1 \times 10^4$ a $7,9 \times 10^4$ UFC.g⁻¹ solo seco (CARNEIRO et al., 2004), porém foram bem maiores aos relatados em solo sob floresta, de $8,4 \times 10^3$ UFC g⁻¹ solo seco (NAHAS et al., 1994).

De acordo com Horwath (2007), um dos fatores que regulam a população microbiana é a quantidade de matéria orgânica do solo. O teor de MOS do LV foi semelhante ao observado em LV Amarelo cultivado com carvoeiro (SILVA L. et al., 2009) e LV sob pousio (FONTANA, 2006). No Organossolo, o teor de MOS foi de

4,2 a 5,7 vezes maior que o encontrado nos dois LV e corresponde aos valores encontrados na literatura, de 15 a 96% (EBELING et al., 2008), porém menores do que Organossolos do norte do Espírito Santo, com 26,10 e 32,2% (SOARES e MENDONÇA, 2002). Esse aumento no teor de MOS resultou em um incremento considerável do número de bactérias totais, esporuladas, Gram negativas, actinobactérias e desnitrificantes relatado neste estudo. Como consequência, a correlação positiva (0,48** a 0,73**) entre essas variáveis comprovou a influência do teor de MOS nas populações de bactérias, o que está de acordo com os resultados de Higashida e Takao (1986), que encontraram correlação significativa e positiva de 0,39* de MOS com o número de bactérias totais.

Não foi encontrada correlação significativa da frequência de fungos e das bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes com o teor de MOS. Esses resultados concordam com os relatados por Andert et al. (2011), que não encontraram correlação do número de bactérias nitrito-oxidantes com o teor de C orgânico total. Em outros estudos também não foi encontrada correlação entre as populações de bactérias nitrificantes e o teor de carbono total em solo sob vegetação de cerrado nativo (COSTA, 2010) e entre a contagem de fungos e o teor de MOS (PAULA, 2008). As bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes são autótrofas e independem da presença de MOS, obtendo energia através de mecanismo de oxidação de NH_4^+ e NO_3^- respectivamente (ROBERTSON e GROFFMAN, 2007). O número de fungos não se correlacionou com teor de MOS, pois, conforme relatado por Killham e Prosser (2007), são menos exigentes em termos nutricionais e apresentaram multiplicação dependente da umidade.

Os solos estudados apresentaram pH igual ou inferior a 4,3. O pH foi próximo ao citado em Latossolos Vermelhos, de 4,57 (SILVA L. et al 2009). Foi encontrada correlação negativa entre o valor de pH e o número de bactérias totais, provavelmente devido ao efeito do Organossolo, cujo pH era baixo. Respostas semelhantes foram relatadas em solos argilosos de pradaria (HIGASHIDA e TAKAO, 1986). Possivelmente, a pequena variação do índice pH (3,9 a 4,3) nos solos estudados não permitiu demonstrar sua influência sobre os micro-organismos porque esses podem multiplicar-se em ampla faixa de pH (4.0 a 8.3) segundo Rousk et al. (2010). Em terras úmidas da Inglaterra, Douterelo et al. (2009) verificaram

correlação positiva de pH com número de bactérias totais, porém com pH variando de 3,47 a 6,57. Em decorrência do pH baixo, os solos podem ser considerados distróficos, com os valores de saturação por bases variando de 8,4% a 26,3%, principalmente o Organossolo, que apresentou os menores valores e alta acidez potencial.

Apesar da textura média, a soma de cátions trocáveis (T) do Organossolo foi bastante alta, sendo 3,3 a 4,0 vezes maior que a observada nos dois LV. Isso se deve ao alto conteúdo de matéria orgânica e de H+Al observado neste solo. Valores altos de T, de 13,8 a 67,8 cmol_c kg⁻¹ (EBELING et al., 2008), e de 68,8 a 150,0 cmol_c kg⁻¹ (SILVA A. et al., 2009) foram relatados em Organossolos brasileiros.

Contudo a saturação por bases foi muito baixa tanto no Organossolo (8,4 a 9,4%), quanto no LV-p (9,3%) e no LV-c (24,9-26,3%), mesmo considerando que o LV-c foi adubado. Os conteúdos de Ca²⁺ e Mg²⁺ foram maiores no Organossolo do que no LV, porém a concentração de K⁺ e de P foram menores que a do LV-c, devido à adubação deste solo. Os teores de P resina do Organossolo foram bem maiores do que os teores encontrados em Organossolos brasileiros preservados, de 4,6 a 4,7 mg.Kg⁻¹ (SILVA A. et al., 2009), porém bem menores que os relatados em Organossolos do Canadá, de 370 a 850 mg Kg⁻¹ (MYERS et al., 2011).

A correlação significativa e positiva verificada entre as contagens de bactérias totais, esporuladas, actinobactérias e desnitrificantes com MOS, proteína total, P orgânico, Mg²⁺, H+Al e T podem estar mais relacionadas ao Organossolo, que continha os maiores teores desses componentes. Contudo correlação significativa e negativa foi observada das bactérias totais, Gram-negativas e desnitrificantes com o valor de saturação por bases, o que indica que esses grupos de micro-organismos são suscetíveis aos níveis de fertilidade do solo. A influência da composição química do solo nas contagens de micro-organismos tem sido abordada por vários autores. Costa (2010) verificou correlação positiva do número de bactérias desnitrificantes com o teores de P, Mg e T e também correlação negativa entre contagem de nitrificantes e teores de Mg e SB e ainda correlação positiva entre comunidade bacteriana total e os teores de P e Mg, todas essas correlações concordam com o presente trabalho. Higashida e Takao (1986) relataram que o teor de K⁺ correlacionou-se positivamente com o número de bactérias totais, desnitrificantes e

fungos totais, mas não com o número de bactérias Gram-negativas, diferente do que ocorreu no presente trabalho.

Sessitsch et al. (2001) reportaram que a biomassa e a estrutura da comunidade bacteriana foram influenciadas significativamente pelo tamanho das partículas de solo. A estrutura do solo é decorrente da interação entre a MOS e o tamanho das partículas como argila, silte e areia (VORONEY, 2007). Dependendo da distribuição desses atributos, diferentes microambientes podem ser formados, favorecendo ou desfavorecendo o crescimento microbiano. As contagens de bactérias nitrito-oxidantes correlacionaram-se com a fração argila. Em solos de cerrado cultivados com cana e vegetação nativa, ocorreu correlação negativa entre o número de desnitrificantes e fração argila, coincidindo com o que ocorreu no presente trabalho (COSTA, 2010).

5.5.2 Efeito dos solos sobre a atividade microbiana

A atividade detectada no solo é, em geral, resultante do crescimento microbiano e constitui evidência das transformações dos compostos orgânicos e inorgânicos do solo. Excetuando a urease e a solubilização de fosfato inorgânico, as atividades abordadas neste estudo e implicadas nos ciclos do C, N e P foram estimuladas no Organossolo. Provavelmente, esses resultados são consequência do crescimento microbiano, também evidenciado no Organossolo.

As propriedades biológicas e bioquímicas, como o número de micro-organismos e a atividade microbiana, podem alterar-se sob o impacto de diferentes solos e usos. O resultado encontrado para o fluxo de CO₂ em turfeiras da Serra do Espinhaço meridional, em Minas Gerais, variou de 27,69 a 61,43 µg CO₂ g⁻¹ solo seco h⁻¹, menor do que no Organossolo do presente trabalho (SILVA A. et al., 2009).

O resultado da atividade da desidrogenase variou de 15,1 a 111,7 µg TFF g⁻¹ solo seco 24 h⁻¹ e decresceu nos solos estudados da seguinte forma Organossolo > LV-p > LV-c. Não foram encontrados resultados na literatura para Organossolos, mas, Peres et al. (2004) observaram atividades da desidrogenase em Gleissolos do Estado de São Paulo, com teor de MOS de 3,6%, variando de 90,66 a 218,67 µg de trifetilformazan (TFF) g⁻¹ solo seco 24h⁻¹, estando o Organossolo dentro desses limites. Vários autores compararam o efeito do uso do solo na atividade bioquímica

(AHN et al., 2009; ALMAGRO et al., 2009; REIS JÚNIOR e MENDES, 2007). Rigobelo e Nahas (2004) encontraram atividade da desidrogenase dos solos sob *Eucalyptus* oscilando de 20 a 140 μg de (TFF) g^{-1} solo seco e sob *Pinus* de 20 a 40 μg de TFF g^{-1} solo seco, estando a atividade no LV-p dentro da oscilação do primeiro e do LV-c um pouco abaixo desse limite mínimo.

Os aumentos das atividades respiratória e da desidrogenase podem ser resultantes do crescimento microbiano influenciado pelo conteúdo de umidade e atributos relacionados ao ciclo do C, como MO, carbono orgânico solúvel (COS) e carboidratos. Os conteúdos de COS e carboidratos dos solos decresceram na seguinte ordem: Organossolo > LV-p > LV-c. No Organossolo, foram encontradas quantidades de C orgânico solúvel (COS) dentro dos limites verificados por Wang et al. (2012) em solos turfosos sub-alpinos na China, de 54 a 1096 mg kg^{-1} . Foram observadas reduções semelhantes às encontradas no presente estudo em LV distroférico de Londrina sob floresta, gramínea e culturas anuais, comprovando que, quanto mais intensivo é o uso do solo, maior é a tendência de redução de COS. Canalli (2009) verificou teores de 0,2 a 0,3% de carboidratos em LV distróficos sob ervilhaça, nabo forrageiro e aveia preta, que foram semelhantes ao LV-c desse estudo. Esses autores associaram o teor de carboidratos dos solos a uma maior velocidade de decomposição do material orgânico, que varia conforme a cobertura vegetal.

Respostas positivas e significativas da análise de correlação mostraram que a atividade respiratória (0,39** a 0,81**) e da desidrogenase (0,33** a 0,73**) foram influenciadas pelo aumento das populações de micro-organismos do solo, exceto as bactérias amonificantes e nitrificantes, e pela concentração de MOS (0,55** a 0,75**), carbono solúvel (0,34** a 0,73**), carboidratos (0,36* a 0,78**) e umidade do solo (0,37* a 0,86**). Resultados semelhantes foram verificados por Higashida e Takao (1986) para a correlação entre atividade da desidrogenase e número de bactérias totais (0,46*) e entre desidrogenase e população de fungos totais (0,75*), assim como entre atividade da desidrogenase e teor de MOS (0,54*). Da mesma forma, Saha et al. (2008) encontraram correlação positiva entre atividade da desidrogenase e conteúdo de carbono orgânico total (0,88**) em solo sob cultivo de trigo e soja na Índia. Semelhança também ocorreu com os resultados de Costa

(2010) que encontrou correlação positiva do número de bactérias desnitrificantes com atividade respiratória.

Tem sido demonstrado que a composição química e a granulométrica do solo constituem fatores importantes para atividade microbiana do solo (HIGASHIDA e TAKAO, 1986; JOERGENSEN e CASTILLO, 2001). Neste estudo, foi constatada correlação positiva do conteúdo de proteína total, P total, Ca^{2+} , Mg^{2+} , H+Al, soma das bases (SB) e soma de cátions trocáveis (T) com a atividade respiratória (0,41** a 0,81**) e da desidrogenase (0,44* a 0,94*). Higashida e Takao (1986) verificaram correlação da atividade da desidrogenase com os teores de Ca^{2+} (0,76*) e P total (0,42*). Foram observadas correlações negativas da atividade respiratória (-0,55** e -0,52**) e desidrogenase (-0,55** e -0,78) com as frações areia grossa e areia fina, concordando com Joergensen e Castillo (2001) em solos vulcânicos da Nicarágua.

Atributos como as atividades 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 (QIN et al. 2010; REZENDE et al., 2004; SILVEIRA, 2007; TAGASHI et al., 2012). Neste estudo, a atividade nitrificante e a proteolítica foram mais estimuladas no Organossolo quando comparadas com os dois LV. Ao contrário, a atividade da urease foi, em média, 1,6 a 1,7 vezes maior nos dois LV do que no Organossolo. Vários autores indicaram que as atividades microbianas ligadas ao ciclo do N diminuem quando o solo é cultivado (FACCI et al., 2008; SILVEIRA, 2007). Nesta pesquisa, as atividades nitrificante, proteolítica e da urease do LV-p foram similares ao do LV-c, indicando que não houve efeito dos dois usos do solo (pastagem degradada e cultivo convencional). Isso pode decorrer da degradação da pastagem, que reduziu a fertilidade, a quantidade de MOS e a atividade microbiana do solo (FIGUEIREDO, 2004), o que fez com que as condições de baixa fertilidade se equiparassem nos dois solos. Garcia (2007) constatou que a ausência de animais no pasto reduziu a atividade da urease e da protease, o que também ajuda a explicar a atividade semelhante nos dois LV. A redução da atividade proteolítica no LV em relação ao Organossolo pode ser resultante da limitação dos conteúdos de C, N ou S (GEISSELER et al., 2010). Em adição, Saha et al. (2008) verificaram que a

atividade da protease foi estimulada em solos que receberam fertilizantes químicos e orgânicos.

A correlação negativa da atividade da urease com o teor de umidade (-0,30*) encontrada neste estudo sugere que essa variável deve influenciar a atividade da urease. De fato, a atividade da urease foi menor no Organossolo do que no LV e um dos fatores foi seu maior teor de umidade (1,6 vezes).

Quanto à atividade da protease, estatisticamente semelhante nos dois LV, pode ser proveniente da MOS, umidade e pH desses solos, todos reduzidos, cuja correlação com essa atividade enzimática explicam esses resultados (0,62**, 0,64** e -0,38*, respectivamente). A correlação positiva da atividade da protease com o teor de MOS foi verificada por vários autores (GARCIA e NAHAS, 2007; SAHA et al., 2008) e está relacionada à presença de substrato (GEISSELER et al., 2010). Rezende et al. (2004) verificaram correlação positiva da atividade da protease com as atividades respiratória, fosfatase ácida e carboidratos (0,21** a 0,66**), todas coincidentes com o presente trabalho.

Os solos estudados foram caracterizados principalmente pelas diferenças no conteúdo de MOS e umidade. Esses atributos assim como o conteúdo de proteína total do solo exercem forte influência nas atividades relacionadas ao ciclo do N. O conteúdo de proteína total decresceu na seguinte ordem: Organossolo > LV-p > LV-c, havendo forte correlação dessa variável com teor de MOS (0,97**). O efeito da MOS é esperado porque os micro-organismos dependem de uma fonte de C e energia para seu crescimento (HORWATH, 2007). Os compostos proteicos constituem um dos principais componentes da MOS (BRADY, 1989); em consequência, foi verificada correlação entre a quantidade de proteína total do solo e essas populações (0,48** a 0,72**) e entre o teor de matéria orgânica e todas as contagens dos grupos bacterianos, exceto fungos, bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes (0,48** a 0,75**). Foi verificada correlação positiva entre os teores de matéria orgânica e umidade (0,73**) e entre teor de matéria orgânica e conteúdo de proteína total (0,97**), confirmando a inter-relação entre essas variáveis.

A fertilidade do solo pode afetar as atividades enzimáticas (YANG et al., 2008) no ciclo do N e a protease e a urease foram as enzimas mais sensíveis a esse aspecto. Enquanto a correlação entre a atividade da protease e os conteúdos de P

total, P orgânico, Ca^{2+} , Mg^{2+} , SB e T foram positivas (0,34* a 0,68**), as correlações entre os conteúdos dessas variáveis com a atividade da urease foram negativas (-0,35* a -0,55**). Yang et al. (2008), em cultivos de repolho fertilizados na China, também encontraram correlação negativa da atividade da urease com o conteúdo de P total.

QIN et al. (2010) verificaram que o conteúdo de P, atividades da urease e protease apresentaram correlações lineares significativas entre si, concordando com o presente trabalho na correlação da atividade da protease com o conteúdo de P total e diferenciando da correlação da atividade da urease com o conteúdo de P total. A atividade da protease é associada aos colóides do solo, que prolongam a atividade das mesmas (BURNS, 1982), o que explica a correlação dessa enzima com teor de MOS.

Não ocorreu correlação significativa entre a fração argila e as atividades microbianas do ciclo do N (nitrificante, ureolítica e proteolítica), diferente do que ocorreu com as investigações de Saviozzi et al. (2007). As correlações negativas das frações areia grossa e areia fina com a atividade da protease (-0,46** e -0,44**) indicam concordância com esses autores.

Embora, em geral, o conteúdo de P total dos solos seja alto, ocorre deficiência de fosfato solúvel para as plantas (NAHAS, 2007). Porém, diferentes micro-organismos têm a habilidade de solubilizar compostos orgânicos ou inorgânicos de P (PUPIN e NAHAS, 2011). Foram observados nos solos estudados atividade solubilizadora de fosfato inorgânico e de orgânico, esta última medida pela enzima fosfatase ácida. Contudo, enquanto a atividade da fosfatase do Organossolo decresceu para o LV-p e deste para o LV-c, nenhuma influência sobre a atividade solubilizadora foi encontrada. Resultado semelhante ocorreu em LV Amarelo em Planaltina – DF, em que a fosfatase ácida foi sensível para diferenciar efeito de diferentes coberturas vegetais (SILVA L. et al., 2009). Mendes et al. (2003), verificando LV escuros da camada superficial (0-5 cm) do cerrado em Planaltina (DF), observaram maior atividade de fosfatase em solos sob vegetação nativa do que em plantio convencional (858 e 257 μg de p-nitrofenol g^{-1} solo seco h^{-1} , respectivamente), o que também ocorreu na presente investigação. Barroti e Nahas

(2003) concluíram que a fosfatase ácida foi inibida com a fertilização, o que concorda com os resultados obtidos no LV-c neste trabalho.

A atividade da fosfatase pode ter sido resultante dos conteúdos P orgânico, maiores no Organossolo do que no LV. Não houve correlação da atividade solubilizadora de fósforo inorgânico com as variáveis investigadas, e a atividade da fosfatase ácida correlacionou-se positivamente com as contagens de bactérias totais, esporuladas, amônio-oxidantes e actinobactérias (0,39* a 0,56**), assim como com P total (0,35*) e P orgânico (0,58**) e umidade (0,55**). Em Latossolos Vermelhos cultivados e sob floresta, Tiecher et al. (2012) verificaram maior atividade da fosfatase ácida onde o P orgânico e a quantidade de resíduos era maior, coincidindo com o presente trabalho. Brockett et al. (2012) encontraram correlação (0,50**) da atividade da fosfatase ácida com teor de carbono orgânico total, o que corrobora a correlação positiva com o teor de MOS do presente trabalho, mas não encontrou correlações significativas dessa atividade com conteúdos de areia, umidade e com o pH, diferente do que ocorreu no presente trabalho. Silva L. et al. (2009) encontraram correlação direta na análise de componentes principais entre a atividade da fosfatase ácida e MOS, o que coincide com os resultados da correlação das atividades microbianas com teor de MOS aqui relatadas. Tiecher et al. (2012) encontraram correlação positiva da atividade da fosfatase com teores de carbono orgânico total e P da biomassa microbiana, que coincide com a correlação entre teor de P orgânico e MOS do presente trabalho. Correlações também foram encontradas por esses autores entre a atividade da fosfatase ácida e da protease, teores de carbono orgânico total, carboidratos, P orgânico e proteína total (0,38** a 0,70**) todas coincidentes com o presente trabalho.

5.2 Efeito sazonal

No verão, a umidade e as temperaturas altas sem grandes oscilações podem ter contribuído para o aumento da densidade populacional de bactérias desnitrificantes e fungos nos três solos e de bactérias Gram-negativas e actinobactérias nos dois LV. O inverno quente e seco, com temperaturas noturnas

mais baixas, pode ter favorecido o aumento das contagens de bactérias amônio-oxidantes e esporuladas.

Pode-se admitir que essa resposta seja decorrente tanto da variação da temperatura como da quantidade de chuvas entre as estações do ano (Figura 1) em concordância aos resultados verificados por vários autores (BAHIG et al., 2008; HIGASHIDA e TAKAO, 1986; PARK e LEE, 1991; 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 e SIQUEIRA, 2006). Portanto a correlação significativa e positiva ($0,37^*$ a $0,83^{**}$) mostra que o teor de umidade é um fator primordial para a multiplicação e aumento das contagens dos micro-organismos. Semelhante a esse resultado, correlação significativa e positiva ($0,70^{***}$) foi relatada em solos sob *Eucalyptus* e *Pinus* (RIGOBELLO e NAHAS, 2004). Contudo, como o conteúdo de umidade permaneceu invariável no Organossolo, a frequência de bactérias totais, esporuladas e Gram-negativas não variou entre as duas estações do ano. O teor de umidade do LV foi maior no verão do que no inverno, influenciando nas contagens de bactérias Gram-negativas, actinobactérias, nitrito-oxidantes e fungos que foram maiores no verão. A população de bactérias desnitrificantes verificada por Park e Lee (1991) na Coreia foi no máximo de 4×10^7 NMP g⁻¹ solo seco e teve seu número significativamente aumentado na estação chuvosa (aproximadamente 251 vezes), como no presente trabalho. O inverno quente e seco também contribuiu para a redução de fungos do solo no Egito (MOUBASHER e EL DHOLOB, 1970).

Diversos autores têm demonstrado que a variação da população microbiana tem influenciado a atividade microbiana e enzimática do solo (FACCI et al., 2008; GUPTA e GERMIDA, 1988; MATOS, 2006; MYERS et al., 2011; PAULA, 2008). Neste estudo, as atividades da desidrogenase e da urease foram aumentadas no verão em relação ao inverno, porém as atividades da protease, fosfatase e solubilizadora diminuíram no verão em comparação ao inverno. As atividades respiratória e nitrificante foram semelhantes nas duas estações, embora a produção de CO₂ do Organossolo tenha sido 1,5 vezes maior no verão em relação ao inverno. Portanto pode-se inferir, com base nos resultados obtidos neste estudo, que as atividades da desidrogenase, protease, fosfatase ácida e respiratória resultaram do

crescimento microbiano. Essa resposta tem sido verificada por vários autores (CAMPELO, 2008; EBERSBERGER et al., 2003; ESTOP-ARAGONÉS e BLODEAU, 2012; HARDIE et al., 2011; HOJ et al., 2008; KRÄMER e GREEN, 2000; OYONARTE et al., 2012; QIN et al., 2010; WEEDON et al., 2012), corroborando os resultados da presente investigação. Nos solos turfosos encharcados da Suécia, investigados por Weedon et al. (2012), o potencial enzimático das peptidases variou de 4,5 a 134,3 nmol g⁻¹ solo seco h⁻¹, sendo mais baixas no verão do que na primavera, concordando com o que aconteceu nos três solos e o acúmulo de nitrato não foi afetado pelas estações climáticas, como verificado no solos Organossolo H e LV-c em relação à atividade nitrificante.

López-Gutiérrez et al. (2004) concluíram que, nas savanas do Nordeste da Venezuela, a mineralização de P mediada por micro-organismos, foi mais ativa na estação seca, o que está de acordo com o que ocorreu com a fosfatase ácida nos três solos e com atividade solubilizadora de fosfato em LV-c e H. No inverno, o solo LV-c estava coberto por capim carrapicho (*Cenchrus equinatus*) aumentando a massa de raízes, pois, no verão, o milho havia sido colhido e as raízes estavam em decomposição, o que pode ter levado a uma maior produção de exsudato das mesmas (MC GRATH et al. 2001; PLANTE, 2007). Outra possibilidade é o ciclo de seca/umidade que contribui para a liberação de substratos das superfícies das argilas ou de células mortas, estimulando a atividade metabólica no solo (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006).

Os resultados das análises químicas apresentaram diferenças significativas entre as estações climáticas para o conteúdo de P inorgânico nos três solos, P total nos dois LV, soma de cátions trocáveis (T) no LV- p e para o P resina e C solúvel no LV-c, que foram todos maiores no inverno. O aumento da soma dos cátions trocáveis (T), no inverno, que também foi verificado nos outros dois solos, porém sem diferença significativa, pode ser decorrente da alta pluviometria do verão que deve ter contribuído para a lixiviação de cátions naquele período. O aumento do P inorgânico no inverno pode ser justificado pelo ciclo de seca/umidade que contribui para a liberação de substratos das superfícies das argilas ou de células mortas, estimulando a atividade metabólica no solo, aumentando a mineralização do P (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006). Os aumentos dessas variáveis químicas podem ter

contribuído para a elevação que ocorreu no inverno da fosfatase ácida e da protease (ambas nos três solos) e na atividade respiratória do LV-p. As correlações positivas da atividade respiratória, da fosfatase ácida e da protease com conteúdo de P total e T ajudam a explicar o que ocorreu entre as duas estações climáticas. Não foram encontrados autores que verificaram a sazonalidade das variáveis K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , $H+Al$, T, V% e SB nas estações. Trabalhos encontrados sobre a sazonalidade de características químicas abordaram umidade, pH, N, C, P (esses três últimas nas suas várias formas encontradas no solo) como pode ser observado nos estudos já citados de (ABRIL et al., 1999; BROCKETT et al., 2012; LOPÉZ-GUTIÉRREZ et al., 2004). Dessa forma, vale aqui comparar o resultado de López-Gutiérrez et al. (2004) para P inorgânico lábil, que estava maior na estação seca do que no período final das chuvas em Gleissolos do nordeste da Venezuela.

6 CONCLUSÕES

Pode-se concluir que, de modo geral, as populações de micro-organismos, exceto bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, foram maiores no Organossolo do que no LV-c ou LV-p. Não houve diferença estatística entre as médias dos números de micro-organismos dos solos LV-c e LV-p, exceto para bactérias esporuladas, amônio-oxidantes, nitrito-oxidantes. Resultados dos grupos de micro-organismos do Organossolo não têm sido encontrados na literatura. As plantas em sistemas autossustentáveis adquirem nutrientes inorgânicos que são supridos por micro-organismos decompositores, os quais adquirem carbono de fontes orgânicas originárias das plantas e seu crescimento depende das características físicas e químicas do solo. Portanto a determinação da abundância e da composição das populações de micro-organismos é necessária para se conhecer a qualidade do solo.

A população de bactérias esporuladas, a fração areia fina e grande parte das características químicas (pH, P resina, Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , soma das bases, saturação por bases, P total e P inorgânico) foram aumentadas no LV-c quando comparadas às do LV-p. As estimativas de contagem de bactérias amônio-oxidantes e nitrito-oxidantes, as quantidades de C solúvel, carboidratos, proteína total, H+Al e os teores de argila e areia grossa foram maiores no LV-p em relação a LV-c.

A maior frequência de micro-organismos no Organossolo decorreu, principalmente, do conteúdo de matéria orgânica, umidade, carboidratos, C solúvel em água, proteína total, P orgânico e soma de cátions trocáveis que estavam maiores que no LV. Como resposta, verificou-se estímulo da atividade microbiana no Organossolo, excetuando a atividade da urease e solubilizadora de fosfato.

Todos os solos estudados apresentaram pH igual ou inferior a 4,3 e baixo índice de saturação por bases característicos de solos distróficos. O conteúdo de Ca^{2+} , Mg^{2+} , H+Al e soma das bases do Organossolo foi maior que o do LV e, provavelmente, essas variáveis influíram nas contagens de bactérias totais, esporuladas, desnitrificantes e actinobactérias.

As atividades microbianas, exceto a solubilizadora de fosfato, nitrificante e da urease foram positivamente influenciadas pelos conteúdos de umidade, matéria

orgânica, C solúvel em água, carboidratos, proteína, P total, P inorgânico, P orgânico, Ca^{2+} , Mg^{2+} , H+Al, soma das bases e soma de cátions trocáveis. A fração areia grossa exerceu efeito negativo sobre as atividades microbianas, exceto sobre a solubilizadora de fosfato e sobre a uréase, e a fração areia fina, exceto sobre a atividade nitrificante, solubilizadora de fosfato e da urease.

No verão, a umidade e as temperaturas altas, sem grandes oscilações, podem ter contribuído para o aumento da densidade populacional de bactérias desnitrificantes e fungos nos três solos, da mesma forma que bactérias Gram-negativas e actinobactérias nos dois LV. O inverno quente e seco, com temperaturas noturnas mais baixas, pode ter favorecido o aumento das contagens de bactérias amônio-oxidantes e esporuladas.

As atividades da desidrogenase e da urease foram estimuladas no verão em relação ao inverno, porém as da protease, da fosfatase e a solubilizadora aumentaram no inverno em comparação ao verão.

A preponderância dos conteúdos de matéria orgânica e de umidade do Organossolo em relação ao LV favoreceu ao aumento das populações de micro-organismos e de suas atividades.

7 IMPLICAÇÕES

Utilizando-se esses mesmos dados, as correlações poderão ser realizadas dentro de cada estação climática e dentro de cada solo para serem verificadas mais especificamente.

Interessante também realizar, em outras investigações, verificações dentro das quatro estações, visto que há uma possibilidade de melhor atividade enzimática fora das épocas extremas de umidade e temperatura.

Foram isoladas 1.200 colônias de micro-organismos dos três solos, que aguardam oportunidade de investigação, em termos de identificação e atividades potenciais.

Verificar os isolados do solo LV-c em termos de potencial de solubilização de fosfato devido ao aumento surpreendente de P resina nesse solo.

Verificar a contribuição dos carrapichos (*Cenchrus equinatus* L.) para a solubilização de fosfatos.

Outros objetivos poderão ser atingidos aplicando-se outras análises estatísticas, como a análise dos componentes principais dentro de cada um dos ciclos: C, N e P.

8 REFERÊNCIAS

ABRIL, A.; BUCHER, E. H. The effects of overgrazing on soil microbial community and fertility in the Chaco dry savannas of Argentina. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 12, n. 2, p. 159-167, 1999. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0929-1393\(98\)00162-0](http://dx.doi.org/10.1016/S0929-1393(98)00162-0)>.

AHN, M-Y.; ZIMMERMAN, A. R.; COMERFORD, M. B.; SICKMAN, J. O.; GRUNWALD, S. Carbon mineralization and labile organic carbon pools in the sandy soils of a north Florida watershed. **Ecosystems**, Secaucus, v. 12, n. 4, p. 672-685, 2009. Disponível em: <http://soils.ifas.ufl.edu/faculty/grunwald/home/PDFs/Ecosystems_Ahnetal_SFRW_2009.pdf>. Acesso em: 15 abr. 2012.

ALEXANDER, M. Nitrification. In: BARTOLOMEW, W. V.; CLARKE, F. (Ed.). **Soil nitrogen**. Madison: American Society of Agronomy, 1965. p. 307-343.

ALLISON, V. J.; MILLER, R. M.; JASTROW, J. D.; MATAMALA, R.; ZAK, D. R. Changes in soil microbial community structure in a tallgrass prairie chronosequence. **Soil Science Society American Journal**, Madison, v. 69, n. 5, p. 1412-1421, 2005. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.2136/sssaj2004.0252>>.

ALMAGRO, M.; LÓPEZ, J.; QUEREJETA, J. I.; MATÍNEZ-MENA, M. Temperature dependence of soil CO₂ efflux is strongly modulated by seasonal patterns of moisture availability in a Mediterranean ecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, n. 3, p. 594-605, 2009. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.12.021>>.

ANDERT, J.; WESSÉN, E.; BÖRJESSON, G.; HALLIN, S. Temporal changes in abundance and composition of ammonia-oxidizing bacterial and archaeal communities in a drained peat soil in relation to N₂O emissions. **Journal Soils Sediments**, Heidelberg, v.11, n. 8, p. 1399-1407, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s11368-011-0413-9>>.

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**, Ottawa, v. 69, p. 373-380, 1989.

ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Biological indicators of soil quality. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 23, n. 3, p. 66-75, 2007.

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**, Minden, v. 4, n. 2, p. 42- 50, 2008.

BALESDENT, J.; CHENU, C.; BALABANE, M. Relationship of soil organic matter dynamics to physical protection and tillage. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 53, n. 3, p. 215-230, 2000. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0167-1987\(99\)00107-5](http://dx.doi.org/10.1016/S0167-1987(99)00107-5)>.

BARROTI, G.; NAHAS, E. População microbiana total e solubilizadora de fosfato em solo submetido a diferentes sistemas de cultivo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, n. 10, p. 2043-2050, 2000. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0100204X2000001000016>>.

BARROTI, G.; NAHAS, E. El fósforo y el encalado sobre las fosfatasas e la producción de *Braquiaria ruziziensis* Y *Cajanus cajan*. **Agronomia Tropical**. Maracay, v. 53, n. 2, p. 209-225, 2003.

BRADY, N. C. **Natureza e propriedades dos solos**. 7. ed. Rio de Janeiro: Freitas Bastos, 1989. 898 p.

BRANDÃO, E. M. Os componentes da comunidade microbiana do solo. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P. (Coord.). **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 9.

BROCKETT, B. F. T.; PRESCOTT, C. E.; GRAYSTON, S. J. Soil moisture is the major factor influencing microbial community structure and enzyme activities across seven biogeoclimatic zones in western Canada. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 44, n. 1, p. 9-20, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2011.09.003>>.

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. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2389.1955.tb00836.x>>.

BURNS, R. G. Enzyme activity in soil: location and a possible role in ecology. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 14, p. 423-427, 1982.

CAMARGO, O. A.; MONIZ, A. C.; JORGE, J. A.; VALADARES, J. M. A. S. **Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do Instituto Agrônomo do Estado de São Paulo**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1986. 94 p. (Boletim Técnico, 106).

CAMPELO, I. S. G. **Comunidades microbianas e qualidade do solo em povoamentos de eucalipto**. 2008. 145 f. Tese (Doutorado em Microbiologia Agrícola) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2008.

CAMPOS, J. R. R.; SILVA, A. C. S.; VIDAL-TORRADO, P. Mapping, organic matter mass and water volume of a peatland in Serra do Espinhaço Meridional. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 36, n. 3, p. 723-732, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0100-06832012000300004>>.

CANALLI, L. B. S. **Decomposição de resíduos culturais e sua contribuição nos macroagregados e na fração lábil da matéria orgânica do solo no sistema plantio direto**. 2009. 101 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.

CARNEIRO, R. G.; MENDES, I. C.; LOVATO, P. E.; CARVALHO, E. M.; VIVALDI, L. J.; Indicadores biológicos associados ao ciclo do fósforo em solos de Cerrado sob plantio direto e plantio convencional. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 7, p. 661-669, 2004. Disponível em: <www.scielo.br/pdf/pab/v39n7/21308.pdf>. Acesso em: 12 out. 2010.

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

COSTA, C. R. C. **Comunidades bacterianas, atributos do solo e fluxo de gases em solos sob cerrado e cana-de-açúcar**. 2010. 126 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

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

DE BOER, W.; DUYTS, H.; LAANBROEK, H. J. Autotrophic nitrification in a fertilized acid heath soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 20, p. 845-850, 1988. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/0038-0717\(88\)900910](http://dx.doi.org/10.1016/0038-0717(88)900910)>.

DORSCH, P.; BRAKER, G.; BAKKEN, L.R. Community-specific pH response of denitrification: experiments with cells extracted from organic soils. **FEMS Microbiology Ecology**, Chichester, v. 79, n. 2, p. 530-541, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/j.15746941.2011.01233.x>>.

DOUTERELO, I.; GOULDER, R.; LILLIE, M. Response of the microbial community to water table variation and nutrient addition and its implications for in situ preservation of organic archaeological remains in wetland soils. **International Biodeterioration & Biodegradation**, London, v. 63, p. 795-805, 2009. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ibiod.2009.06.010>>.

EBELING, A. G.; ANJOS, L. H. C.; PEREZ, D. V. P.; PEREIRA, M. G.; GOMES, F. W. F. Atributos químicos, carbono orgânico e substâncias húmicas em Organossolos Háplicos de várias regiões do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 35, n. 2, p. 325-336, 2011. Disponível em: <<http://www.ia.ufrrj.br/lgcs/producao/gevasio/2011/Ebeling%20et%20al.%20R.%20Bras.%20Ci.%20Solos%202011.pdf>>.

EBERSBERGER, D.; NIKLAUSB, P. A.; KANDELER, E. Long term CO₂ enrichment stimulates N-mineralisation and enzyme activities in calcareous grassland. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 35, n. 7, p.965–972, 2003. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717\(03\)00156-1](http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717(03)00156-1)>.

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. – Rio de Janeiro, 2006. 412 p.

ESTOP-ARAGONÉS, C.; BLODAU, C. Effects of experimental drying intensity and duration on respiration and methane production recovery in fen peat incubations. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 47, p. 1-9, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2011.12.008>>.

FACCI, L. D.; FREITAS, S. S.; DE MARIA, I. C. Atividade de urease e micro-organismos amonificadores sob diferentes usos de solo. In: FERTIBIO, 2008, Londrina. **Resumos...** Disponível em: <http://www.diadecampo.com.br/arquivos/materias/%7B05636454-8294-4383-91E2-EFB82E197908%7D_94_1.pdf>. Acesso em: 12 out. 2010.

FANSLER, S. J., SMITH, J. L., BOLTON, H., BAILEY, V. L. **Distribution of two C cycle enzymes in soil aggregates of a prairie chronosequence**. Disponível em: <<http://resources.metapress.com/pdf-review.axd?code=p6840568271j2526&size=largest>> Acesso em: 15 abr. 2012.

FAO/UNESCO. Soil map of the world at scale 1:5.000.000. In: WORD CONGRESS OF SOIL SCIENCE, 14., 1990, Kyoto. **Proceedings...** Kyoto: International Soil Science Society, 1990.

FERREIRA, M. M.; FERNANDES, B.; CURI, N. Influência da mineralogia da fração argila nas propriedades físicas de Latossolos da região sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 23, p. 513-524, 1999.

FIGUEIREDO, L. H. A. **Degradação de pastagens em solos da região do Vale do Mucuri, MG**. 2004. 69 f. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2004.

FONTANA, A. **Caracterização química e espectroscópica da matéria orgânica de solos do Brasil**. 2006. 60 f. Dissertação (Mestrado em Ciência) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2006.

GARCIA, M. R. L. **Indicadores microbiológicos e químicos do solo sob diferentes sistemas de manejo agropecuário**. 2007 156 f. Tese (Doutorado em Microbiologia Agropecuária) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2007. Disponível em: <<http://www.fcav.unesp.br/download/pgtrabs/micro/d/2731.pdf>>.

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**, Viçosa, v. 31, p. 269-276, 2007. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-06832007000200009>. Acesso em: 02 jan. 2013.

GEISSELER, D.; HORWATH, W. R.; JOERGENSEN, R. G.; LUDWIG, B. Pathways of nitrogen utilization by soil microorganisms - A review. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 42, p. 2058-2067, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/j.soilbio.2010.08.021>>.

GUPTA, V. V. S. R.; GERMIDA, J. J. Distribution of microbial biomass and its activity in different soil aggregate size classes as affected by cultivation. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 20, p. 777-786, 1988. Disponível em: <http://ac.els-cdn.com/00_3807178890082X/1-s2.0-003807178890082X-main.pdf?_tid=545ad9e0-4c39-11e2-816d-0000aabb0f6b&acdnat=1356182168_55dbf55291590c1ade94623c6dbc0edd>. Acesso em: 22 dez. 2012.

HARDIE, S. M. L.; GARNETT, M. H.; FALLICK, A. E.; ROWLAND, P.; OSTLEC, N. J.; FLOWERS, T. H.; SCOTTISH, A. Abiotic drivers and their interactive effect on the flux and carbon isotope (^{14}C and $\delta^{13}\text{C}$) composition of peat-respired CO_2 . **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 43, n. 12, p. 2433-2440, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2011.08.010>>.

HIGASHIDA, S.; TAKAO, K. Relations between soil microbial activity and soil properties in grassland. **Soil Science, Plant and Nutrition**, Singapore, v. 32, n. 4, p. 587-597, 1986. Disponível em: <<http://ci.nii.ac.jp/naid/110001719730/>>. Acesso em: 24 mar. 2012.

HOJ, L.; OLSEN, R. A.; TORSVIK, V. L. Effects of temperature on the diversity and community structure of known methanogenic groups and other archaea in high Arctic peat. **The International Society for Microbial Ecology Journal**, London, v. 2, p. 37-48, 2008. Disponível em: <<http://www.nature.com/ismej/journal/v2/n1/abs/ismej200784a.html>>. Acesso em: 29 mar. 2012.

HORWATH, W. Carbon cycling and formation of soil organic matter. In: PAUL, E. A. (Ed.). **Soil microbiology, ecology, and biochemistry**. 3. ed. Burlington: Academic Press, 2007. cap. 12, p. 303-364.

JOERGENSEN, R. G.; CASTILLO, X. Interrelationships between microbial and soil properties in young volcanic ash soils of Nicaragua. **Soil Biology and Biochemistry**, Kidlington, v. 33, p. 1581-1589, 2001.

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, 1982. part. 2, p. 643-698, 1982. (Agronomy Monography, 9).

KILLHAM, K.; PROSSER, J.I. The Prokaryotes. In: E.A., Paul (Ed.). **Soil microbiology, ecology, and biochemistry**. 3. ed. Burlington: Academic Press, 2007. cap. 5, p. 119-143.

KIZILKAYA, R.; BAYRAKLI, B. Effects of N-enriched sewage sludge on soil enzyme activities. **Applied Soil Ecology**, v. 30, p. 192-202, 2005. Disponível em: <<http://docx.doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.02.009>>.

KRÄMER, S.; GREEN, D.M. Acid and alkaline phosphatase dynamics and their relationship to soil microclimate in a semiarid woodland. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 32, n. 2, p. 179-188, 2000. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717\(99\)00140-6](http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717(99)00140-6)>.

KUSTER, E.; WILLIAMS, S. T. Selection of media for isolation of Streptomycetes. **Nature**, London, v. 202, p.607-617, 1997. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1038/202928a0>>.

LÓPEZ-GUTIÉRREZ, J. C.; TORO, M.; LÓPEZ-HERNÁNDEZ, D. Seasonality of organic phosphorus mineralization in the rhizosphere of the native savanna grass, *Trachypogon plumosus*. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 36, p. 1675-1684, 2004. Disponível em: <<http://docx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2004.07.011/>>.

LOURENTE, E. R. P. L.; MERCANTE, F. M. M.; TOKURA, A. M. A.; GOMES, C. F. G.; GASPARINI, A. S.; NUNES, C. M. Atributos microbiológicos, químicos e físicos de solo sob Diferentes sistemas de manejo e condições de cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 41, n. 1, p. 20-28, jan./mar. 2011. Disponível em: <<http://www.redalyc.org/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=253019709001>>. Acesso em: 19 dez. 2012.

LOVELAND, P.; WEBB, J. Is there a critical level of organic matter in the agricultural soils of temperate regions: a review. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 70, p. 1-18, 2003. Disponível em: <<http://www.chinasds.org/kcxfzbg/addinfomanage/lwwk/data/kcx394.pdf>>. Acesso em: 10 abr. 2012.

MACEDO, J. Os solos da região dos Cerrados. In: ALVARES V. H.; FONTES, L. E. F.; FONTES, M. P. F. **O solo nos grandes domínios morfoclimáticos do Brasil e o desenvolvimento sustentado**. Viçosa: UFV, 1996. p. 135-155.

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.

MARX, M.C., KANDELER, E., WOOD, M., WERMBTER, N., JARVIS, S.C. Exploring the enzymatic landscape: distribution and kinetics of hydrolytic enzymes in soil particle-size fractions. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 37, p. 35-48, 2005. Disponível em: <<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0038071704002639>>. Acesso em: 06 jun. 2012.

MATOS, M. A. **Atributos químicos e microbiológicos do solo após aplicações de resíduos de suínos em sistema de plantio direto**. 2006. Dissertação (Mestrado em Química dos Recursos Naturais) – Instituto Agrônomo do Paraná, Universidade Federal de Londrina, Londrina, 2006.

MATSUOKA, M.; MENDES, I. C.; LOUREIRO, M. F. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas anuais e perenes na região de Primavera do Leste (MT). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 27, p. 425-433, 2003. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbcsv27n3/16660.pdf>>. Acesso em: 11 out. 2010.

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

MCGRATH, D. A.; DURYEY, M. L.; CROPPER, W. P. Soil phosphorus availability and fine root proliferation in Amazonian agroforests 6 years following forest conversion. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 83, p. 271-284, 2001. Disponível em: <http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleListURL&_method=list&_ArticleListID=-38979483&_sort=r&_st=13&view=c&_acct=C000228598&_version=1&_urlVersion=0&_userid=10&md5=d11e9eba126e552159bfed807bc05827&searchtype=a>. Acesso em 19 nov. 2012.

MENDES, I. C.; SOUZA, L. V.; RESCK, D. V. S.; GOMES, A. C. Propriedades biológicas em agregados de um Latossolo Vermelho-escuro sob plantio Convencional e direto no cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, p. 435-443, 2003. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbcs/v27n3/16661.pdf>>. Acesso em: 11 out. 2010.

MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2. ed. Lavras: Editora UFLA, 2006. 729 p.

MOUBASHER, A. H.; EL-DOHLOB, S. M. Seasonal fluctuations of egyptian soil fungi. **Transactions of the British Mycological Society**, London, v. 54, 1, p. 45-51, 1970.

MYERS, B.; WEBSTER, K. L.; MCLAUGHLIN, J. W.; BASILIKO, N. Microbial activity across a boreal peatland nutrient gradient: the role of fungi and bacteria. *Wetlands Ecological Manage.* Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1007/s11273-011-9242-2>>.

NAHAS, E. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. **Bragantia**, Campinas, v. 61, n. 3, p. 267-275, 2002.

NAHAS, E. Phosphate solubilizing microorganisms: effect of carbon, nitrogen, and phosphorus sources. **Development in Plant and Soil Sciences**, Dordrecht, v. 102, p. 111-115, 2007.

NAHAS, E.; CENTURION, J. F.; ASSIS, L. C. Microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases de vários solos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 18, n. 1, p. 43-48, 1994.

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

NDUBUISI-NNAJI, U. U.; ADEGOKE, A. A.; OGBU, H. I.; EZENOBI, N.O.; OKOH, A. I. Effect of long-term organic fertilizer application on soil microbial dynamics. **African Journal of Biotechnology**, Victoria Island, v. 10, n. 4, p. 556-559, 2011. Disponível em: <<http://www.academicjournals.org/AJB>>. Acesso em: 01 jan. 2013.

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**, Amsterdam, v. 14, p. 40–49, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.08.013>>.

PARK, H.; LEE, D. K. Seasonal variation in major nutrients and microorganisms at the plantation of *Pinus koraiensis* S. et Z. following clearcut of *Quercus mongolica* Fisch. **Seoul National University of Agriculture Research Bulletin**, Suwon, v. 16, n. 2, p. 62-70, 1991. Disponível em: <http://s-space.snu.ac.kr/bitstream/10371/67347/1/2384910_103.pdf>. Acesso em: 24 mar. 2012.

PAULA, A. M. **Atributos microbiológicos do solo em área de pastagem irrigada com lâminas excedentes de efluente de esgoto tratado**. 2008. 121 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2008.

PEREIRA, J. C.; ANJOS, L. H. C.; VALLADARES, G. S. Organossolos: ocorrência, gênese, classificação, alterações pelo uso agrícola e manejo. In: TORRADO, P. V.; ALLEONI, L. R. F.; COOPER, M.; SILVA, A.P.; CARDOSO, E. J. **Tópicos em ciência do solo**. Viçosa, MG, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2005. v. 4, p. 233-276.

PEREIRA, J. C.; NEVES, M. C. P.; DROZDOWICZ, A. Dinâmica das populações bacterianas em solos de cerrados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 5, p.801-811, 1999. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/pab/v34n5/8426.pdf>> Acesso em 01 jan. 2013.

PERES, T. B.; ANDRÉA, M. M.; LUCHINI, L. C. Agrotóxicos usados na cultura do algodão: efeito na atividade das Enzimas desidrogenase e arilsulfatase do solo. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 71, n. 3, p.363-369, 2004. Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/docs/arq/V71_3/peres.PDF>. Acesso em: 11 out. 2010.

PINTO, C. R. O; NAHAS, E. Atividade e população microbiana envolvida nas transformações do enxofre em solos com diferentes vegetações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 12, p. 1751-1756, 2002.

PLANTE, A. F. Soil biogeochemical cycling of inorganic nutrients and metals. In: PAUL, E. A (Ed.). **Soil microbiology, ecology, and biochemistry**. 3rd. ed. Oxford: Academic Press, 2007. 523 p.

POLL, C.; THIEDE, A.; WERMBTER, N.; SESSITSCH, A.; KANDELER, E. Micro-scale distribution of microorganisms and microbial enzyme activities in a soil with long-term organic amendment. **European Journal of Soil Science**, Chichester, v. 54, p. 715-724, 2003. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-2289.2003.05699>>.

POPELÁŘOVÁ, E.; VOŘÍŠEK, K.; STRNADOVÁ, S. Relations between activities and counts of soil microorganisms. **Plant Soil Environment**, Prague, v. 54, n. 4, p. 163–170, 2008. Disponível em: <<http://agriculturejournals.cz/publicFiles/01167.pdf>>. Acesso em: 17 dez. 2012.

PUPIN, B.; NAHAS, E. Impact of successive sugarcane harvests and trash management practices on soil microbiological properties. **Soil Research**, Collingwood, v. 49, n. 2, p. 183-189, 2011. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1071/SR10136>>.

QIN, S.; HU, C.; HE, X.; DONG, W.; CUIA, J.; WANG, Y. Soil organic carbon, nutrients and relevant enzyme activities in particle-size fractions under conservational versus traditional agricultural management. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 45, p. 152-159, 2010. Disponível em: <<http://www.journals.elsevier.com/applied-soil-ecology/>>. Acesso em: 02 ago. 2010.

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, 2001. p. 170.

REIS JÚNIOR, F. B.; MENDES, I. C. **Biomassa microbiana do solo**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2007. 40 p. (Documentos, 205).

REZENDE, L.A.; ASSIS, L.C.; NAHAS, E. Carbon, nitrogen and phosphorus mineralization in two soils amended with distillery yeast. **Bioresource Technology**, Amsterdam, v. 94, n. 2, p. 159-167, 2004.

RIBEIRO, G. H. S. **Qualidade microbiológica de solos de cerrado em áreas degradadas e em diferentes manejos de cana-de-açúcar**. 2012. 140 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Genômicas e Biotecnologia) – Universidade Católica de Brasília, Brasília, 2012.

RIELEY, J. O.; WÜST, R. A. J.; JAUHAINEN, J.; PAGE, S. E.; WÖSTEN, H.; HOOIJER, A.; SIEGERT, F.; LIMIN, S. H.; VASANDER, H.; STAHLHUT, M. Tropical peatlands: carbon stores, carbon gas emissions and contribution to climate change processes. In: STRACK, M. **Peatlands and climate change**. Calgary: Peat Society, 2008. p. 44-70. Disponível em: <http://old.peatociety.org/user_files/files/PeatlandsandClimateChangeBookIPS2008.pdf#page=150>. Acesso em: 17 dez. 2012.

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

ROBERTSON, G. P.; GROFFMAN, P. M. Nitrogen transformations. In: PAUL, E. A. (Ed.). **Soil microbiology, ecology, and biochemistry**. 3rd. ed. New York: Academic Press, 2007.

ROUSK, J.; BAATH, E.; BROOKES, P. C.; LAUBER, C. L.; LOZUPONE, C.; CAPORASO, J. G.; KNIGHT, R.; FIERER, N. Soil bacterial and fungal communities across a pH gradient in an arable soil. **The International Society for Microbial Ecology Journal**, London, v. 4, n. 10, p. 1-12, 2010. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1038/ismej.2010.58>>.

RUTIGLIANO, F. A.; D'ASCOLIA, R.; VIRZO DE SANTO, A. Soil microbial metabolism and nutrient status in a Mediterranean área as affected by plant cover. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 36, p. 1719-1729, 2004. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2004.04.029>>. Acesso em 27 out. 2012.

SAHA, S.; PRAKASH, V.; KUNDU, S.; KUMAR, N.; MINA, B. L. Soil enzymatic activity as affected by long term application of farm yard manure and mineral fertilizer under a rainfed soybean–wheat system in N-W Himalaya. **European Journal of Soil Biology**, Cedex, v. 44, p. 309-315, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ejsobi.2008.02.004>>.

SANOMIYA, L. T.; NAHAS, E. Microrganismos produtores de hidrolases envolvidos nas transformações dos compostos do carbono e do nitrogênio do solo. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 5, 835-842, 2003. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S010384782003000500007>>.

SANTOS, M. C.; SILVA, H. R.; BUZETTI, S.; CASSIOLATO, A. M. R.; Caracterização química e microbiológica do solo e da produção de biomassa de *Brachiaria brizantha*, em diferentes épocas de amostragem. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 38, n. 1, p. 6-13, 2008. Disponível em: <<https://www.revistas.ufg.br/index.php/pat/article/download/3612/3412>>. Acesso em: 02 jan. 2013.

SAUNDERS, V. M. H.; WILLIAMS, E. G. Observations on the determinations of total organic phosphorus in soil. **Journal of the Soil Science**, Oxford, v. 6, n. 2, p. 254-267, 1955. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/j.13652389.1955.tb00849.x>>.

SAVIOZZI, A.; CARDELLI, R.; LABBACI, L.; LEVI-MINZI, R.; RIFFALDI, R. Selected enzyme activities in particle-size fractions from an organically and conventionally managed soil. **Fresenius Environmental Bulletin**, Freising, v. 16, n. 98, p. 1195–1200, 2007.

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

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

SESSITSCH, A.; WEILHARTER, A.; MARTIN, H.; GERZABEK, H. K.; KANDELER, E. Microbial Population Structures in Soil Particle Size Fractions of a Long-Term Fertilizer Field Experiment. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 67, n. 9, 2001, p. 4215-4224. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1128/AEM.67.9.4215-4224.2001>>. Acesso em: 18 jul. 2012.

SILVA, A. C.; HORÁK, I.; CORTIZAS, A. M.; VIDAL-TORRADO, P.; RACEDO, J. R.; GRAZZIOTTI, P. H.; SILVA, E. B.; FERREIRA, C. A. Turfeiras da Serra do Espinhaço Meridional – MG. I – caracterização e classificação. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 33, p. 1385-1398, 2009. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbcs/v33n5/v33n5a30.pdf>>. Acesso em: 12 out. 2010.

SILVA, L. G.; MENDES, I. C.; REIS JÚNIOR, F. B.; FERNANDES, M. F.; MELO, J. T.; KATO, E. Atributos físicos, químicos e biológicos de um Latossolo de cerrado em plantio de espécies florestais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, n. 6, p.613-620, 2009. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/pab/v44n6/a10v44n6.pdf>>. Acesso em: 12 out. 2010.

SILVEIRA, A. O. **Atividades enzimáticas como indicadores biológicos da qualidade de solos agrícolas do Rio Grande do Sul**. 2007. 81 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do solo) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2007.

SILVEIRA, R. B.; MELLONI, R.; PEREIRA, E. G. Atributos microbiológicos e bioquímicos como indicadores da recuperação de áreas degradadas, no sul de Minas Gerais. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, Curitiba, v. 2, n. 2, p. 21-29, 2004.

SOARES, J. C. A.; MENDONÇA, A. S. F. Estudo da influência da drenagem de solos turfosos sobre parâmetros de qualidade de água. In: CONGRESSO INTERAMERICANO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 27. Disponível em: <<http://www.bvsde.paho.org/bvsaidis/caliagua/v-022.pdf>>. Acesso em: 27 jul. 2010.

SOUSA, R. F. **Atributos químicos e textura do solo em veredas conservadas e antropizadas no bioma cerrado**. 2009. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2009.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Arylsulfatase activity of soils. **Soil Science Society of America Proceedings**, Madison, v. 34, p. 225-229, 1970.

TAWORNPRUEK, S.; KHEORUENROMNE, I.; SUDDHIPRAKARN, A.; GILKES, R. J. Properties of red oxisols on calcareous sedimentary rocks in Thailand. **Geoderma**, Amsterdam, v. 136, p. 477-493, 2006. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.geoderma.2006.04.022>>.

TIECHER, T.; SANTOS, D. R.; CALEGARI, A. Soil organic phosphorus forms under different soil management systems and winter crops, in a long term experiment. **Soil & Tillage Research**, v. 124, p. 57-67, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.still.2012.05.001>>.

TRAKOONYINGCHAROEN, P.; KHEORUENROMNE, I.; SUDDHIPRAKARN, A.; GILKES, R. J. Properties of kaolins in red oxisols and red ultisols in Thailand. **Applied Clay Science**, Amsterdam, v. 32, n. 1-2, p. 25-39, 2006. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.clay.2006.01.001>>.

TROEH, F. R.; THOMPSON, L. M. **Solos e fertilidade do solo**. São Paulo: Organização Andrei Editora, 2007. 718 p.

TURNER, D. S.; AMON, J. P.; SCHNUBLE, R. M.; FRIESE, C. F. Mycorrhizal fungi associated with plants in ground-water fed wetlands. Fargo, EUA: **Wetlands**, Dordrecht, v. 20, n. 1, p. 200-204, 2000.

UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. USDA. **Soil survey staff. soil taxonomy**: a basic system of soil classification for making and interpreting soil surveys. 2. ed. Washington, 1999. (Handbook, Natural Resources Conservation Service, 436).

VALLADARES, G. S. **Caracterização de Organossolos, auxílio à sua classificação**. 2003. 142 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo). Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2003.

VIEIRA, F. C. S.; NAHAS, E. Comparison of microbial numbers in soils by using various culture media and temperatures. **Microbiological Research**, Jena, v. 160, n. 2, p. 197-202, 2005.

VORONEY, R. P. The soil habitat. In: PAUL, E. A. (Ed.). **Soil microbiology, ecology, and biochemistry**. 3. ed. Oxford: Academic Press, 2007. p. 32.

WANG, W. J.; DALAL, R. C.; MOODY, P. W.; SMITH, C. J. Relationships of soil respiration to microbial biomass, substrate availability and clay content. **Soil Biology & Biochemistry**, Kidlington, v. 35, n. 2, p. 273-284, 2003. Disponível em: <[http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717\(02\)00274-2](http://dx.doi.org/10.1016/S0038-0717(02)00274-2)>.

WANG, P.; BAO, K.; YU, X.; ZHAO, H.; LIN, Q.; LU, X. Forms and accumulation of soil P in a subalpine peatland of Mt. Changbai in Northeast China. **Catena Journal**, v. 92, 2012, p. 22-29, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.catena.2011.11.015>>.

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**, Madison, v. 29, n. 6, p. 677-678, 1965.

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**, Chichester, v. 18, p.138-150, 2012. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1111/j.13652486.2011.02548.x/full>>.

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

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and usual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Science**, Philadelphia, v. 161, n. 9, p. 575-586, 1996.

YAN, L.; NIE, L.; XU, K.; SU, Z. D. Study on the difference between turf soil and normal peat soil in China. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON VIBRATION, STRUCTURAL ENGINEERING AND MEASUREMENT, 1., 2011, Shangai. **Resumos...** Disponível em: <www.scientific.net/AMM.105-107.1551>. Acesso em: 13 ago. 2012.

YANG, L.; LI, T.; LI, F.; LEMCOFF, J. H.; COHEN, S. Fertilization regulates soil enzymatic activity and fertility dynamics in a cucumber field. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 116, p. 21-26, 2008. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2007.11.00>>. Acesso em: 27 out. 2012.

APÊNDICES

Tabela 1A. Densidade populacional de bactérias totais dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Bactérias Totais (UFC 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	68,95 aA	2,60 bC	8,80 aB	26,79 a
Inverno	43,49 aA	15,45 aB	9,95 aB	22,97 b
Média (solos)	56,22 A	9,03 B	9,38 B	
Teste F (Tratam.)	32,61 **			
Teste F Solos (S)	60,49 **			
Teste F estação (E)	12,34 **			
Teste F (E x S)	14,85 **			
CV (%)	3,79			

UFC, unidades formadoras de colônias; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 2A. Densidade populacional de bactérias esporuladas dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Bactérias Esporuladas (UFC 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	9,44 aA	5,84 aA	2,75 bB	6,01 b
Inverno	10,59 aA	6,05 aA	5,92 aA	7,52 a
Média (solos)	10,02 A	5,95 B	4,34 C	
Teste F (Tratam.)	8,91 **			
Teste F Solos (S)	13,60 **			
Teste F estação (E)	6,88 *			
Teste F (E x S)	5,25 *			
CV (%)	4,34			

UFC, unidades formadoras de colônias; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 3A. Densidade populacional de bactérias Gram-negativas dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Bactérias Gram-negativas (UFC 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	6,79 aA	1,01 aA	3,09 aA	3,63 a
Inverno	6,76 aA	0,03 bB	0,09 bB	2,3 b
Média (solos)	6,78 A	0,52 B	1,59 B	
Teste F (Tratam.)	15,54 **			
Teste F Solos (S)	17 **			
Teste F estação (E)	16,69 **			
Teste F (E x S)	13,51 **			
CV (%)	12,4			

UFC, unidades formadoras de colônias; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 4A. Densidade populacional de actinobactérias dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Actinobactérias (UFC 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	10,01 bA	9,96 aA	7,40 aA	9,12 b
Inverno	21,99 aA	3,02 bB	3,95 bB	9,65 a
Média (solos)	16,00 A	6,49 B	5,68 B	
Teste F (Tratam.)	27,05 **			
Teste F Solos (S)	30,67 **			
Teste F estação (E)	7,86 **			
Teste F (E x S)	33,02 **			
CV (%)	2,73			

UFC, unidades formadoras de colônias; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 5A. Densidade populacional de fungos totais dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Fungos Totais (UFC 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	1,83 aA	0,28 aB	0,44 aB	0,85 a
Inverno	0,09 bA	0,08 bA	0,11 bA	0,09 b
Média (solos)	0,96 A	0,18 B	0,28 B	
Teste F (Tratam.)	31,92 **			
Teste F Solos (S)	7,31 **			
Teste F estação (E)	123,88 **			
Teste F (E x S)	10,55 **			
CV (%)	5,49			

UFC, unidades formadoras de colônias; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 6A. Densidade populacional de bactérias amônio-oxidantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Amônio-oxidantes (NMP 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	0,24 bA	0,12 bB	0,003 bC	0,12 b
Inverno	34,88 aA	14,57 aB	38,04 aA	29,16 a
Média (solos)	17,56 B	7,35 C	19,02 A	
Teste F (Tratam.)	295,47 **			
Teste F Solos (S)	52,2 **			
Teste F estação (E)	1250,69 **			
Teste F (E x S)	61,12 **			
CV (%)	5,02			

NMP, número mais provável; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 7A. Densidade populacional de bactérias nitrito-oxidantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob degradada no verão e no inverno.

Nitrito-oxidantes (NMP 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	0,24 bC	1,87 bB	1322,93 aA	441,68 a
Inverno	41,57 aA	7,55 aB	10,86 bB	19,99 b
Média (solos)	20,91 B	4,71 B	666,90 A	
Teste F (Tratam.)	94,53 **			
Teste F Solos (S)	90,25 **			
Teste F estação (E)	11,35 **			
Teste F (E x S)	140,4 **			
CV (%)	5,6			

NMP, número mais provável; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 8A. Densidade populacional de bactérias desnitrificantes dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Bactérias Desnitrificantes (NMP 10⁵ g⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	187,19 aA	0,02 aB	0,01 aB	62,35 a
Inverno	0,44 bA	0,01 aB	0,005 aB	0,135 b
Média (solos)	93,82 A	0,02 B	0,01 B	
Teste F (Tratam.)	79,09 **			
Teste F Solos (S)	153,43 **			
Teste F estação (E)	44,87 **			
Teste F (E x S)	18,87 **			
CV (%)	12,79			

NMP, número mais provável; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 9A. Atividade respiratória dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Atividade Respiratória (mg CO ₂ 24h ⁻¹ 100g ⁻¹ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	23,20 aA	3,02 aB	3,27 bB	9,83 a
Inverno	15,90 bA	3,34 aC	6,27 aB	8,50 a
Média (solos)	19,55 A	3,18 B	4,77 B	
Teste F (Tratam.)	50,05 **			
Teste F Solos (S)	116,58 **			
Teste F estação (E)	0,001 ns			
Teste F (E x S)	8,53 **			
CV (%)	5,14			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 10A. Atividade da desidrogenase dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Desidrogenase (µg TFF g ⁻¹ solo seco 24h)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	111,7 aA	18,7 aC	45,6 aB	58,67 a
Inverno	101,3 aA	15,1 aC	34,8 aB	50,40 b
Média (solos)	106,5 A	16,9 C	40,2 B	
Teste F (Tratam.)	46,27 **			
Teste F Solos (S)	113,33 **			
Teste F estação (E)	4,57 *			
Teste F (E x S)	0,07 ns			
CV (%)	6,23			

TFF, trifetilformazan; LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 11A. Atividade nitrificante dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Atividade Nitrificante ($\mu\text{g NO}_3^- \text{ g}^{-1}\text{ solo seco}$)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	50,2 aA	16,3 aB	27,9 aB	31,47 a
Inverno	102,0 aA	34,1 aB	9,7 aC	48,60 a
Média (solos)	76,1 A	25,2 B	18,8 B	
Teste F (Tratam.)	6,05 **			
Teste F Solos (S)	11,41 **			
Teste F estação (E)	0,94 ns			
Teste F (E x S)	3,26 ns			
CV (%)	16,50			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 12A. Atividade da protease dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Protease ($\mu\text{g tirosina g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	171,1 bA	36,8 bB	44,3 bB	84,08 b
Inverno	316,2 aA	76,0 aB	138,7 aB	176,93 a
Média (solos)	243,7 A	56,4 B	91,5 B	
Teste F (Tratam.)	29,16 **			
Teste F Solos (S)	56,61 **			
Teste F estação (E)	31,74 **			
Teste F (E x S)	0,43 ns			
CV (%)	7,67			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 13A. Atividade da urease dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Urease ($\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$ solo seco h^{-1})				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	85,6 aB	145,9 aA	142,8 aA	124,77 a
Inverno	46,2 bB	61,8 bA	79,9 bA	62,63 b
Média (solos)	65,9 B	103,9 A	111,4 A	
Teste F (Tratam.)	13,85 **			
Teste F Solos (S)	9,86 **			
Teste F estação (E)	48,21 **			
Teste F (E x S)	0,65 ns			
CV (%)	6,31			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 14A. Atividade da fosfatase ácida dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Fosfatase ácida ($\mu\text{g pNF g}^{-1}$ solo seco h^{-1})				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	150,8 bA	32,6 bC	70,4 bB	84,60 b
Inverno	368,0 aA	104,3 aC	174,6 aB	215,63 a
Média (solos)	259,4 A	68,5 C	122,5 B	
Teste F (Tratam.)	19,04 **			
Teste F Solos (S)	25,53 **			
Teste F estação (E)	43,19 **			
Teste F (E x S)	0,48 ns			
CV (%)	8,65			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 15A. Atividade solubilizadora de fosfato dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Atividade Solubilizadora de fosfato ($\mu\text{g P g}^{-1}\text{solo seco}$)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	21,7 bA	31,5 aA	62,8 aA	38,67 b
Inverno	90,2 aA	76,7 aA	67,9 aA	78,27 a
Média (solos)	56,0 A	54,1 A	65,4 A	
Teste F (Tratam.)	2,38 ns			
Teste F Solos (S)	0,25 ns			
Teste F estação (E)	6,16 *			
Teste F (E x S)	2,61 ns			
CV (%)	18,42			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 16A. Umidade dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Umidade (%)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	57,52 aA	10,63 aB	11,53 aB	26,6 a
Inverno	52,93 aA	3,09 bB	3,89 bB	20,0 b
Média (solos)	55,23 A	6,86 B	7,7 B	
Teste F (Tratam.)	444,56 **			
Teste F Solos (S)	1024,51 **			
Teste F estação (E)	133,80 **			
Teste F (E x S)	20,00 **			
CV (%)	2,77			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 17A. Matéria orgânica dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Matéria Orgânica (%)					
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)	
Verão	21,32 aA	3,68 aB	5,00 aB	10,00	a
Inverno	20,29 aA	3,67 aB	4,89 aB	9,62	a
Média (solos)	20,81 A	3,68 B	4,95 B		
Teste F (Tratam.)	51,04 **				
Teste F Solos (S)	127,47 **				
Teste F estação (E)	0,15 ns				
Teste F (E x S)	0,05 ns				
CV (%)	4,90				

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 18A. Carbono orgânico solúvel em água dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

C solúvel em água ($\mu\text{g C g}^{-1}$ solo seco)					
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)	
Verão	632,6 aA	55,4 bC	161,7 aB	283,23	a
Inverno	455,3 aA	115,5 aC	189,1 aB	253,30	a
Média (solos)	544,0 A	85,5 C	175,4 B		
Teste F (Tratam.)	42,19 **				
Teste F Solos (S)	97,62 **				
Teste F estação (E)	2,42 ns				
Teste F (E x S)	6,65 **				
CV (%)	6,45				

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 19A. Carboidratos dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Carboidratos (μg glicose g^{-1} solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	19.879,2 aA	2.569,2 aC	4.067,5 aB	8.838,6 a
Inverno	14.491,1 aA	3.393,8 aB	4.514,2 aB	7.466,4 a
Média (solos)	17.185,2 A	2.981,5 C	4.290,9 B	
Teste F (Tratam.)	28,45 **			
Teste F Solos (S)	68,73 **			
Teste F estação (E)	0,11 ns			
Teste F (E x S)	2,34 ns			
CV (%)	4,60			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 20A. Potencial hidrogeniônico (pH) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

pH				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	3,99 aB	4,31 aA	4,01 aB	4,10 a
Inverno	4,00 aB	4,30 aA	3,94 aB	4,08 a
Média (solos)	3,99 B	4,31 A	3,98 B	
Teste F (Tratam.)	15,69 **			
Teste F Solos (S)	38,46 **			
Teste F estação (E)	0,47 ns			
Teste F (E x S)	0,53 ns			
CV (%)	2,74			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 21A. Proteína total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Proteína (μg proteína g^{-1} solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	51.183,2 aA	2.219,9 aC	5.525,8 aB	19.643,0 a
Inverno	49.211,4 aA	2.861,3 aC	7.819,9 aB	19.964,2 a
Média (solos)	50.197,3 A	2.540,6 C	6.672,9 B	
Teste F (Tratam.)	46,16 **			
Teste F Solos (S)	114,14 **			
Teste F estação (E)	0,63 ns			
Teste F (E x S)	0,95 ns			
CV (%)	5,66			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 22A. Fósforo total dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

P total (μg P g^{-1} solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	83,7 aA	57,6 bB	16,5 bC	52,60 b
Inverno	95,2 aA	99,5 aA	30,2 aB	74,95 a
Média (solos)	89,5 A	78,5 A	23,3 B	
Teste F (Tratam.)	81,55 **			
Teste F Solos (S)	177,18 **			
Teste F estação (E)	43,32 **			
Teste F (E x S)	5,04 *			
CV (%)	4,12			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 23A. Fósforo inorgânico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

P inorgânico ($\mu\text{g P g}^{-1}$ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	13,9 bB	43,7 bA	2,6 bC	20,07 b
Inverno	23,0 aB	81,1 aA	9,1 aC	37,73 a
Média (solos)	18,5 B	62,4 A	5,9 C	
Teste F (Tratam.)	53,01 **			
Teste F Solos (S)	117,17 **			
Teste F estação (E)	29,67 **			
Teste F (E x S)	0,53 ns			
CV (%)	7,99			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 24A. Fósforo orgânico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

P orgânico ($\mu\text{g P g}^{-1}$ solo seco)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	69,9 aA	13,9 aB	13,9 aB	32,57 a
Inverno	72,2 aA	18,4 aB	21,0 aB	37,20 a
Média (solos)	71,1 A	16,2 B	17,5 B	
Teste F (Tratam.)	27,71 **			
Teste F Solos (S)	67,20 **			
Teste F estação (E)	2,97 ns			
Teste F (E x S)	0,59 ns			
CV (%)	8,25			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 25A. Fósforo resina dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

P resina (mg dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	16,86 aB	52,00 bA	5,86 aC	24,91 a
Inverno	13,71 aB	67,86 aA	5,86 aC	29,14 a
Média (solos)	15,29 B	59,93 A	5,86 C	
Teste F (Tratam.)	125,8 **			
Teste F Solos (S)	309,74 **			
Teste F estação (E)	0,79 ns			
Teste F (E x S)	4,38 *			
CV (%)	4,75			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 26A. Potássio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

K⁺ (mmolc dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	2,0 aB	3,0 aA	0,8 aC	1,9 a
Inverno	1,8 aB	3,1 aA	0,9 aC	1,9 a
Média (solos)	1,9 B	3,1 A	0,9 C	
Teste F (Tratam.)	16,89 **			
Teste F Solos (S)	41,89 **			
Teste F estação (E)	0,003 ns			
Teste F (E x S)	0,35 ns			
CV (%)	2,12			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 27A. Cálcio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Ca²⁺ (mmol_c dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	8,3 aA	5,9 aB	2,7 aC	5,6 b
Inverno	10,6 aA	7,9 aA	3,1 aB	7,2 a
Média (solos)	9,5 A	6,9 B	2,9 C	
Teste F (Tratam.)	16,29 **			
Teste F Solos (S)	37,47 **			
Teste F estação (E)	5,39 *			
Teste F (E x S)	0,57 ns			
CV (%)	4,42			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 28A. Magnésio iônico dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Mg²⁺ (mmol_c dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	4,3 aA	2,6 aB	1,0 aC	2,6 a
Inverno	4,3 aA	2,4 aB	1,1 aC	2,6 a
Média (solos)	4,3 A	2,5 B	1,1 C	
Teste F (Tratam.)	19,65 **			
Teste F Solos (S)	49,00 **			
Teste F estação (E)	0,0003 *			
Teste F (E x S)	0,11 ns			
CV (%)	2,63			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 29A. Acidez potencial dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

H+Al (mmol_c dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	156,9 aA	34,6 aC	42,7 aB	78,1 a
Inverno	167,6 aA	37,4 aC	50,6 aB	85,2 a
Média (solos)	162,3 A	36,0 C	46,7 B	
Teste F (Tratam.)	151,51 **			
Teste F Solos (S)	376,36 **			
Teste F estação (E)	3,83 ns			
Teste F (E x S)	0,50 ns			
CV (%)	3,10			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 30A. Soma das bases (SB) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Soma das Bases (mmol_c dm⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	14,3 aA	11,4 aA	4,5 aB	10,1 a
Inverno	16,6 aA	13,3 aA	5,2 aB	11,7 a
Média (solos)	15,5 A	12,4 B	4,9 C	
Teste F (Tratam.)	22,34 **			
Teste F Solos (S)	54,15 **			
Teste F estação (E)	3,15 ns			
Teste F (E x S)	0,12 ns			
CV (%)	4,61			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 31A. Soma de cátions trocáveis (T) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Soma dos cátions trocáveis (mmol _c dm ⁻³)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	171,2 aA	46,0 aB	42,5 bB	86,6 b
Inverno	184,2 aA	50,8 aB	55,8 aB	96,9 a
Média (solos)	177,7 A	48,4 B	49,2 B	
Teste F (Tratam.)	81,37 **			
Teste F Solos (S)	199,06 **			
Teste F estação (E)	5,92 *			
Teste F (E x S)	1,41 ns			
CV (%)	3,97			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 32A. Saturação por bases (V%) dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Saturação por bases (V%)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	8,43 aB	24,86 aA	9,29 aB	14,19 a
Inverno	9,43 aB	26,29 aA	9,29 aB	15,00 a
Média (solos)	8,93 B	25,58 A	9,29 B	
Teste F (Tratam.)	34,11 **			
Teste F Solos (S)	84,93 **			
Teste F estação (E)	0,41 ns			
Teste F (E x S)	0,14 ns			
CV (%)	4,67			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 33A. Teor de argila dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e dos solos Organossolo, LV cultivado e LV sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Argila (%)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	18,13 aB	18,97 aB	21,84 aA	19,65 a
Inverno	18,21 aB	18,46 aB	21,33 aA	19,33 a
Média (solos)	18,17 B	18,72 B	21,59 A	
Teste F (Tratam.)	6,75 **			
Teste F Solos (S)	16,54 **			
Teste F estação (E)	0,36 ns			
Teste F (E x S)	0,15 ns			
CV (%)	8,66			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 34A. Teor de areia fina dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Areia fina (%)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	37,73 aB	52,29 aA	39,67 aB	43,23 a
Inverno	35,86 aB	54,39 aA	41,70 aB	43,98 a
Média (solos)	36,80 B	53,34 A	40,69 B	
Teste F (Tratam.)	9,50 **			
Teste F Solos (S)	23,28 **			
Teste F estação (E)	0,13 ns			
Teste F (E x S)	0,40 ns			
CV (%)	15,38			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.

Tabela 35A. Teor de areia grossa dos solos Organossolo, Latossolo Vermelho cultivado e Latossolo Vermelho sob pastagem degradada no verão e no inverno.

Areia grossa (%)				
Estação (E)	Organossolo	LV cultivado	LV past. deg.	Médias (estação)
Verão	16,86 aC	22,54 aB	33,14 aA	24,18 a
Inverno	16,01 aC	23,13 aB	33,99 aA	24,38 a
Média (solos)	16,44 C	22,84 B	33,57 A	
Teste F (Tratam.)	107,92 **			
Teste F Solos (S)	269,00 **			
Teste F estação (E)	0,10 ns			
Teste F (E x S)	0,74 ns			
CV (%)	8,13			

LV, Latossolo Vermelho; past. deg., pastagem degradada; CV, coeficiente de variação; médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparação nas linhas e minúsculas nas colunas.