

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA**  
**CAMPUS DE JABOTICABAL**  
**FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS**

**ATRIBUTOS QUÍMICOS E BIOLÓGICOS DE SOLOS SOB  
DIFERENTES ECOSSISTEMAS E ADICIONADOS DE  
MATERIAL VEGETAL DE SOJA**

**Rose Luiza Moraes Tavares**

Engenheira Agrônoma

JABOTICABAL – SÃO PAULO - BRASIL

Fevereiro – 2010

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA**  
**CAMPUS DE JABOTICABAL**  
**FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS**

**ATRIBUTOS QUÍMICOS E BIOLÓGICOS DE SOLOS SOB  
DIFERENTES ECOSSISTEMAS E ADICIONADOS DE  
MATERIAL VEGETAL DE SOJA**

**Rose Luiza Moraes Tavares**

**Orientador: Prof. Dr. Ely Nahas**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Campus de Jaboticabal, para a obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de Concentração em Ciência do Solo.

JABOTICABAL – SÃO PAULO - BRASIL

Fevereiro – 2010

Tavares, Rose Luiza Moraes

T231a Atributos químicos e biológicos de solos sob diferentes ecossistemas e adicionados de material vegetal de soja./ Rose Luiza Moraes Tavares. -- Jaboticabal, 2010

VIII, 133 f. ; 28 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2010

Orientador: Ely Nahas

Banca examinadora: Wanderley José de Melo, Brigitte Jonefine Feigh

Bibliografia

1. Ecossistemas. 2. Humificação. 3. Atividade enzimática. 4. Microrganismos. 5. Resíduo de soja. 5. Respiração basal. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 631.42:631.459

## **DADOS CURRICULARES DO AUTOR**

**ROSE LUIZA MORAES TAVARES** – nascida em 10 de junho de 1983, em Belém, Pará, Brasil. Engenheira Agrônoma formada em novembro de 2007 pela Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA. Foi bolsista do Programa de Educação Tutorial (PET/SESu/MEC) no período de novembro de 2003 a novembro de 2007. Em março de 2008 ingressou no curso de Mestrado, área de concentração em Ciência do Solo, da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Campus de Jaboticabal/SP.

*A natureza em seus caprichos e mistérios  
condensa em pequenas coisas o poder de dirigir às  
grandes, nas sutis a potência de dominar as mais  
grosseiras, nas coisas simples a capacidade de eleger  
as complexas.*

*Assim a explosão de uma coisa ínfima como o  
átomo, chega a arrasar cidades e regiões inteiras. Um  
miligrama de hormônio em demasia ou carência chega  
a modificar as funções do corpo todo. E a simples  
destruição dos grumos da superfície do solo chega a  
destruir povos e países, trazendo a fome, a miséria e a  
doença e, como consequência, a escravidão.*

***Primavesi***

## **DEDICO**

*Aos meus pais: Luiz Gonzaga e Rosalina, amor incondicional, exemplos de força e determinação (pai), formação de caráter, ensinamentos e valores (mãe), às minhas irmãs: Nani, Lys e Nay, vozes de incentivo e confiança, e ao meu Sobrinho Pedro, tão amado, tão esperado.*

## **OFEREÇO**

*Aos futuros e atuais pesquisadores da área, esta pesquisa realizada com muito esforço e dedicação em colaboração aos estudos de microbiologia e química do solo e como estímulo à pesquisa experimental.*

## *AGRADECIMENTOS*

*A Deus, pela dádiva da vida e pela companhia nos momentos de reflexão e oração;*

*Ao Prof. Dr. Ely Nahas, pela orientação, atenção, paciência, subsídio logístico e principalmente pelos ensinamentos e sabedoria transmitidos;*

*Ao CNPq e CAPES pela concessão de bolsa de estudo;*

*Ao Prof. Dr. Wanderley José de Melo (FCAV/UNESP), pelo acompanhamento e valiosa contribuição de conhecimentos mediante disciplina, exame geral de qualificação e defesa de dissertação;*

*À Profa. Dra. Grigitte Josefina Feigl (CENA/USP), pela participação na banca de dissertação;*

*Ao Prof. Dr. José Carlos Barbosa (FCAV/UNESP), pelo auxílio estatístico e participação na banca de exame geral de qualificação;*

*À Profa. Dra. Marisa de Cássia Piccolo e sua equipe (CENA/USP) pelas análises carbono/nitrogênio;*

*Ao Prof. Dr. Luciano Pasqualotto Canelas (UENF), pela ajuda com metodologias de análises e concessão de material didático;*

*Ao Prof. Dr. Carlos Augusto Cordeiro Costa (UFRA), orientador de graduação, pela amizade, disponibilidade, conhecimentos e esclarecimentos repassados sobre este trabalho;*

*À Adolfo Valente Marcelo, pelo auxílio estatístico e planejamento simplificado na interpretação dos resultados;*

*À Luiz Carlos de Assis, pelos ensinamentos, paciência e ajuda durante a execução das análises laboratoriais;*

*À Sebastião Claudiano, pelas correções de português, pela disponibilidade, atenção, incentivo e carinho;*

*Aos amigos de laboratório: Clóvis Borges, Beatriz Costa e Breno Pupin pela companhia, ajuda e momentos de descontração. Especialmente a minha "irmã" Meire Aparecida S. Cordeiro pela amizade e presença nos momentos bons e difíceis;*

*À Edna Testa D'Áquila, secretária do departamento de Microbiologia pela disponibilidade, festinhas e conselhos prestados;*

*Aos amigos da Microbiologia: Aline Monteiro e Lucas Decimi pelo companheirismo e bom cotidiano nos corredores da Microbiologia;*

*À Rosângela, funcionária do departamento de Microbiologia, pelo companheirismo e assistência;*

*À Gustavo da Silva Claudiano, por sua completa doação e amor e por proporcionar-me momentos felizes a cada dia que passa;*

*À atenciosa família Claudiano: **Sebastião, D. Izilda, Leonardo e Flávia**, a qual adquiri carinho e gratidão;*

*Ao casal de amigos **Gleina Costa e Flávio Gonçalves** pelo amparo inicial, festa de aniversário, companhia e amizade;*

*Aos queridos amigos de graduação: **Fabício Mendes, Anderson Silva, Amanda Queiroz, George Oliveira, Douglas Malheiros, Davi Gustavo, Danúbia Meireles e Tatiane Santos**.*

*Aos amigos petianos, especialmente: **Alessandra Oliveira, Ana Ecídia, Sandro Lopes, Karina Abtibol, Jaqueline Pontes, Gisele Nerino, Luana Luz, Roberto Felipe e Bruno Calzavara**.*

*Às companheiras de república: **Gabriela Soares, Cybelli Espíndola, Maira Costa, Meire de Cássia, Laura Costa e Terezinha Xavier** pela companhia e amizade;*

*Às amigas de pós-graduação: **Anarlete Ursulino, Roberta Correa e Rafaela Queiroz**.*

*Aos funcionários da seção de Pós-Graduação e Biblioteca da FCAV/UNESP pelo atendimento e auxílio;*

*Aos funcionários da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da FCAV/UNESP pelo subsídio completo na coleta e transporte dos solos;*

*Aos meus **amigos pessoais** e a **todos** que direta ou indiretamente contribuíram para este trabalho.*



## SUMÁRIO

	Página
<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	I
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	IV
<b>RESUMO</b> .....	VI
<b>SUMMARY</b> .....	VIII
<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	1
<b>2. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	3
2.1.1. Ecossistema de floresta.....	3
2.1.2. Ecossistema de pastagem.....	4
2.1.3. Ecossistema de cultura anual: Milho.....	5
2.1.4. Ecossistema de cultura anual: Soja.....	6
2.1.5 Mineralização da matéria orgânica do solo.....	7
2.1.6 Indicadores biológicos da qualidade do solo.....	10
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	13
3.1 Experimento 1 – Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo.....	13
3.1.1 Descrição das áreas de estudo.....	13
3.1.2 Coleta e armazenamento do solo.....	17
3.1.3 Delineamento experimental e análise estatística.....	17
3.2 Experimento 2 – Decomposição microbiana da soja.....	17
3.2.1 Descrição do material coletado.....	17
3.2.2 Coleta e armazenamento do solo.....	20
3.2.3 Delineamento experimental e análise estatística.....	20
3.3 Análises microbiológicas.....	21
3.3.1 Carbono da biomassa microbiana.....	21
3.3.2 Atividade respiratória microbiana.....	22
3.3.3 Potencial de nitrificação.....	22
3.3.4 Atividade enzimática da urease.....	23
3.3.5 Atividade enzimática da fosfatase ácida.....	24

3.3.6 Atividade enzimática da desidrogenase.....	24
3.4 Análises químicas do solo.....	25
3.4.1 Umidade do solo.....	25
3.4.2 Matéria orgânica do solo.....	25
3.4.3 Carbono orgânico total.....	25
3.4.4 Carbono solúvel.....	26
3.4.5 Carboidratos totais.....	26
3.4.6 Ácidos húmico e fúlvico.....	27
3.4.7 Taxa de Humificação e Grau de humificação.....	27
3.4.8 pH do solo.....	28
3.4.9 Capacidade de retenção de água do solo.....	28
3.4.10 Atributos químicos do solo.....	28
<b>4. RESULTADOS.....</b>	<b>29</b>
4.1 Experimento 1 - Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo.....	29
4.2 Experimento 2 – Decomposição microbiana da soja.....	51
<b>5. DISCUSSÃO.....</b>	<b>63</b>
5.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo.....	63
5.2 Decomposição microbiana da soja.....	70
<b>6. CONCLUSÃO.....</b>	<b>74</b>
6.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo.....	74
6.2 Decomposição microbiana da soja.....	74
<b>7. REFERÊNCIAS.....</b>	<b>75</b>
<b>8. ANEXOS.....</b>	<b>96</b>
8.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo.....	96
8.2 Decomposição microbiana da soja.....	107

## LISTA DE TABELAS

Página

<b>Tabela 1.</b> Atributos químicos do solo dos ecossistemas de floresta, pastagem e cultura anual.....	14
<b>Tabela 2.</b> Atributos físicos do solo dos ecossistemas de floresta, pastagem e cultura anual.....	14
<b>Tabela 3.</b> Atributos químicos dos solos LVef e LVd na camada 20-40 cm.....	18
<b>Tabela 4.</b> Atributos químicos dos solos LVef e LVd na camada 20-40 cm.....	18
<b>Tabela 5.</b> Teor de água do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	96
<b>Tabela 6.</b> Teor de água do solo sob diferentes ecossistemas e profundidade do solo no verão.....	96
<b>Tabela 7.</b> Carbono orgânico total do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	97
<b>Tabela 8.</b> Carbono orgânico total do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	97
<b>Tabela 9.</b> Carbono solúvel do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	98
<b>Tabela 10.</b> Carbono solúvel do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	98
<b>Tabela 11.</b> Carbono da biomassa microbiana sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	99
<b>Tabela 12.</b> Carbono da biomassa microbiana sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	99
<b>Tabela 13.</b> Atividade respiratória do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	100
<b>Tabela 14.</b> Atividade respiratória do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	100
<b>Tabela 15.</b> Nitrificação potencial do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	101

<b>Tabela 16.</b> Nitrificação potencial do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	101
<b>Tabela 17.</b> Ácido húmico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	102
<b>Tabela 18.</b> Ácido húmico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	102
<b>Tabela 19.</b> Ácido fúlvico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	103
<b>Tabela 20.</b> Ácido fúlvico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	103
<b>Tabela 21.</b> Taxa de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	104
<b>Tabela 22.</b> Taxa de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão. ....	104
<b>Tabela 23.</b> Grau de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.....	105
<b>Tabela 24.</b> Grau de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.....	105
<b>Tabela 25.</b> Análise de correlação entre atributos químicos e microbiológicos do solo.....	106
<b>Tabela 26.</b> Carbono orgânico do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	107
<b>Tabela 27.</b> Carbono orgânico do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	107
<b>Tabela 28.</b> Carbono solúvel do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	108
<b>Tabela 29.</b> Carbono solúvel do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	108
<b>Tabela 30.</b> Carboidratos totais do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	109
<b>Tabela 31.</b> Carboidratos totais do solo LVd resultante da decomposição temporal	109

da soja.....	
<b>Tabela 32.</b> Ácido húmico do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja. ....	110
<b>Tabela 33.</b> Ácido húmico do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja. ....	110
<b>Tabela 34.</b> Ácido fúlvico do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	111
<b>Tabela 35.</b> Ácido fúlvico do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	111
<b>Tabela 36.</b> Taxa de humificação do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	112
<b>Tabela 37.</b> Taxa de humificação do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	112
<b>Tabela 38.</b> Atividade da desidrogenase do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	113
<b>Tabela 39.</b> Atividade da desidrogenase do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	113
<b>Tabela 40.</b> Atividade da fosfatase do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.....	114
<b>Tabela 41.</b> Atividade da fosfatase do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	114
<b>Tabela 42.</b> Atividade da urease do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	115
<b>Tabela 43.</b> Atividade da urease do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.....	115

## LISTA DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 1.</b> Temperatura média mensal do ar na cidade de Jaboticabal/SP em 2008.	15
<b>Figura 2.</b> Temperatura média mensal do ar na cidade de Jaboticabal/SP em 2009.	15
<b>Figura 3.</b> Precipitação média mensal na cidade de Jaboticabal/SP em 2008.....	16
<b>Figura 4.</b> Precipitação média mensal na cidade de Jaboticabal/SP em 2009.....	16
<b>Figura 5.</b> Temperaturas média atual, máxima e mínima mensal verificada durante a execução do experimento com indicação dos períodos de coleta.....	20
<b>Figura 6.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de água do solo.....	30
<b>Figura 7.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono orgânico total do solo.....	31
<b>Figura 8.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono solúvel do solo.....	33
<b>Figura 9.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da biomassa microbiana do solo no inverno.....	35
<b>Figura 10.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da biomassa microbiana do solo no verão.....	36
<b>Figura 11.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na atividade respiratória do solo durante o inverno.....	38
<b>Figura 12.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na atividade respiratória do solo durante o verão.....	39
<b>Figura 13.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na nitrificação potencial do solo no inverno.....	40
<b>Figura 14.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na nitrificação potencial do solo no verão.....	41
<b>Figura 15.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da fração ácido húmico do solo no inverno.....	43
<b>Figura 16.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da fração ácido húmico do solo no verão.....	44

<b>Figura 17.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no carbono da fração ácido fúlvico do solo.....	45
<b>Figura 18.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na taxa de humificação do solo no inverno.....	47
<b>Figura 19.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na taxa de humificação do solo no verão.....	48
<b>Figura 20.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no grau de humificação do solo no inverno.....	49
<b>Figura 21.</b> Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no grau de humificação do solo no verão.....	50
<b>Figura 22.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja no teor de carbono orgânico total do solo LVef e LVd.....	52
<b>Figura 23.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja no teor de carbono solúvel do solo LVef e LVd.....	53
<b>Figura 24.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja no teor de carboidratos totais do solo LVef e LVd.....	54
<b>Figura 25.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja no teor de carbono da fração ácido húmico do solo LVef e LVd.....	56
<b>Figura 26.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja no teor de carbono da fração ácido fúlvico do solo LVef e LVd.....	57
<b>Figura 27.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja na taxa de humificação do solo LVef e LVd.....	58
<b>Figura 28.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja na atividade da desidrogenase do solo LVef e LVd.....	60
<b>Figura 29.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja na atividade da fosfatase do solo LVef e LVd.....	61
<b>Figura 30.</b> Efeito do tempo de decomposição de resíduos de soja na atividade da urease do solo LVef e LVd.....	62

## **ATRIBUTOS QUÍMICOS E BIOLÓGICOS DE SOLOS SOB DIFERENTES ECOSISTEMAS E ADICIONADOS DE MATERIAL VEGETAL DE SOJA**

**RESUMO** – A mineralização da matéria orgânica do solo pode ser compreendida como o processo de degradação de compostos orgânicos por resíduos de culturas e outros materiais orgânicos adicionados no solo. O efeito da mineralização em diferentes ecossistemas e tipos de solos é uma oportunidade para avaliar mudanças nas variáveis microbiológicas e químicas do solo. Nesse trabalho, foi avaliado o efeito da mineralização da matéria orgânica do solo em duas situações: experimento: (1) em diferentes ecossistemas e (2) - em dois solos adicionados de folha e caule de soja. Experimento 1- O objetivo desse trabalho foi quantificar a mineralização da matéria orgânica nos ecossistemas de floresta natural, pastagem e cultura anual na atividade microbiana do solo. As amostras de solo foram coletadas nas áreas de floresta, pastagem e cultura anual (milho), nas profundidades de 0 –10, 10 – 20 e 20 – 40 cm. O carbono da biomassa microbiana (CBM), atividade respiratória microbiana (ARM) e o potencial de nitrificação (PN) foram determinados. Carbono orgânico total (COT), carbono solúvel (CS), ácido húmico (AH) e fúlvico (AF) e a taxa de humificação (TH) e grau de humificação (GH) também foram determinados. O modelo estatístico usado foi o de parcelas subdivididas (fator 1: ecossistemas e fator 2: profundidade) com quatro repetições. No inverno, os teores de COT e CS foram maiores no solo de floresta que no de pastagem e cultura anual de acordo com a ordem: floresta>pastagem>cultura anual e no verão prevaleceu floresta=pastagem>cultura anual. Os teores de AH e AF variaram no inverno e verão de acordo com a ordem floresta>pastagem=cultura anual. O CBM no inverno não foi influenciado pelos ecossistemas e no verão apenas o ecossistema com cultura anual apresentou menor teor de CBM. A ARM foi maior no solo sob pastagem que em solo de floresta e cultura anual, porém, a NP foi maior no solo de floresta. Os atributos químicos e biológicos decresceram com a profundidade do solo, exceto taxa e grau de humificação. Experimento 2: O objetivo desse estudo foi avaliar a influência da adição de folhas e caules de soja em dois solos (LVef – Latossolo Vermelho eutrófico e LVd – Latossolo Vermelho distófico) nos atributos químicos e microbiológicos do solo.



Nesse experimento foi utilizado modelo estatístico fatorial 5 x 4 (vegetação de soja x período de incubação) que consiste nos seguintes fatores: tratamentos (solo sem vegetação, solo com folha e caule de soja tanto na superfície quanto incorporado) e período de incubação (0, 50, 100 e 200 dias) com três repetições. Foram determinados: atividades das enzimas desidrogenase, fosfatase e urease, COT, CS, AH, AF e TH. Os maiores valores dos atributos foram observados nos solos com dias de incubação em relação ao período 0 dia. Excepcionalmente, a atividade da desidrogenase foi maior no tempo zero de incubação. No geral, os maiores valores dos atributos foram observados no LVef que no LVd. A taxa de humificação, porém, foi maior no LVd que no LVef. A adição de soja no solo influenciou o teor de COT, CS e carboidratos totais. No entanto, o conteúdo de ácidos húmicos e fúlvicos, a taxa de humificação e a atividade da fosfatase não foram afetados pela adição de soja. Pode-se concluir que a adição de soja pode ter influenciado mais os atributos que a comparação entre folha e caule e superficial e incorporado.

**Palavras chave:** ecossistemas, humificação, atividade enzimática, microrganismos, resíduo de soja, respiração basal.

## CHEMICAL AND BIOLOGICAL SOIL UNDER DIFFERENT ECOSYSTEMS AND ADDED MATERIAL OF VEGETABLE SOYBEAN

**ABSTRACT** - Soil organic matter mineralization can be understood as a process of degradation of organic compounds from crop residues and other organic material added into the soil. The effect of mineralization in different ecosystems and soil types is an opportunity to assess changes in microbiological and chemical variables of soil. The effect of soil organic matter mineralization was evaluated in two experiments: (1) in different ecosystems; and (2) - in two soils added with leaves and stems of soybean. Experiment 1 – the objective of this study was to quantify the mineralization of organic matter from different ecosystems including natural forest, pasture and annual crop on soil microbial activity. Soil samples were collected from areas of forest, pasture and maize, at depths of 0 -10, 10 - 20 and 20 - 40 cm. The microbial biomass carbon (MBC) contents and the activities of microbial respiratory (MRA), potential nitrification (PN) were determined. Total organic carbon (TOC), dissolved carbon (CS), humic acid (HA) and fulvic (FA) contents and humification rate (TH) and degree of humification (GH) were also determined. The statistical model used was a split plot (factor 1: ecosystem and factor 2: depth) with four replicates. In winter, the TOC and CS contents were higher in the forest soil than in the pasture and annual crop soil and decreased in the following order: forest > pasture > annual crop. In the summer, the relationship was the following: forest = pasture > annual crop. The HA and FA contents varied in winter and summer in the order forest > grassland = annual crop. The CBM content was not influenced by ecosystems in winter and in summer the lowest CBM amount was showed in annual crop. ARM was higher in pasture soil than in forest soil and annual crop, however, the NP was highest in forest soil. The chemical and biological attributes decreased with soil depth, except the rate and degree of humification. Experiment-2: the objective of this study was to evaluate the effect of adding leaves and stems of soybean in the two soils (LVef - Eutrophic red latosol and LVd - Dystrophic red latosol) on the microbiological and chemical attributes of soil. This experiment was performed using 5 x 4 factorial design (soybean x incubation period). The experimental design consisted of the following factors: treatments (soybean leaves and soybean stems, both added on the soil surface and incorporated) and incubation time (0, 50, 100, and 200 days

incubation) with three replicates. Were determined activity of the enzymes dehydrogenase, urease and phosphatase, content of total organic carbon (TOC), dissolved carbon (CS), humic acid (HA) and fulvic (FA) and humification rate (TH). The highest values of the attributes were observed after soybean incubation. Exceptionally, the dehydrogenase activity was higher at time zero of incubation. In general, the highest values of attributes were observed in LVe soil in relation to LVd. The humification rate in LVe was lower than in LVd. The addition of soybean in soil increased the amounts of the attributes studied. However, the fulvic and humic acids contents, the humification rate and the phosphatase activity were not affected by the addition of soybean. It can be concluded that the addition soybean leaves influenced more the attributes than the stems and incorporated soybean more than superficial soybean.

**Keywords:** ecosystems, humification, enzymatic activity, microorganisms, soybean residue, basal respiration.

## 1. INTRODUÇÃO

Nos sistemas auto-sustentáveis, a matéria orgânica constitui a principal fonte de nutrientes para o crescimento vegetal através da decomposição de resíduos e liberação de substâncias pelos microrganismos e pela fauna do solo. Quanto maior a diversidade da cobertura vegetal, maior será a heterogeneidade da serapilheira, que apresentará maior número de nichos a serem colonizados, resultando em maior diversidade das comunidades que atuam diretamente na formação de substâncias húmicas do solo.

O destino da matéria orgânica do solo é controlado por vários fatores dentre eles, a população microbiana do solo, os fatores edafoclimáticos e a natureza química do material orgânico adicionado ao solo. Por isso, a matéria orgânica do solo apresenta-se de forma diferenciada de acordo com o tipo de solo e ecossistema, tornando-se ferramenta importante no estudo das alterações antrópicas no solo.

A sustentabilidade encontrada nos ecossistemas naturais como de florestas tem sido reduzido quando com a conversão das florestas em pastagens e culturas agrícolas. Neste último sistema, por exemplo, a sustentabilidade é altamente diminuída, necessitando-se da introdução de insumos e principalmente de matéria orgânica, cujo conteúdo é reduzido paulatinamente.

A matéria orgânica, através do seu efeito físico, químico e biológico no solo, contribui para a manutenção da fertilidade do solo e conseqüentemente, no desenvolvimento vegetal. Durante sua decomposição, há formação de substâncias húmicas (ácidos húmicos, ácidos fúlvicos e húmica) e não húmicas (proteínas, carboidratos, resinas, ligninas). Diversas teorias explicam a formação dos ácidos húmicos e fúlvicos. A composição e a origem da matéria orgânica e a participação dos microrganismos são os fatores que influem no processo de humificação.

Neste estudo, essencialmente, foram analisados os fatores que influem na decomposição da matéria orgânica e a formação dos ácidos húmicos e fúlvicos.

Para isso, a decomposição da matéria orgânica e a influência da atividade microbiana foram avaliadas em duas situações diferentes:

a) no primeiro experimento, foi comparada a mineralização da matéria orgânica do solo proveniente de três diferentes ecossistemas: floresta, pastagem e cultura anual. O solo de estudo foi Latossolo Vermelho eutroférico e com três diferentes ecossistemas: uma floresta, remanescente de mata nativa sem qualquer exploração ou interferência antrópica; uma pastagem manejada por 15 anos com gramínea *Brachiaria decumbens* e uma cultura anual cultivada com milho nos últimos três anos.

b) no segundo experimento, foi avaliada a mineralização da matéria orgânica na forma de folhas e caules de soja dispostos na superfície e incorporados em dois tipos de solos diferentes: um eutroférico e outro distrófico. Para isso, foram utilizados vasos de 200 mL mantidos em ambiente sem climatização e com incidência de luz natural e as transformações foram avaliadas após 0, 50, 100 e 200 dias.

O objetivo deste trabalho foi avaliar a mineralização da matéria orgânica do solo e relacioná-la aos atributos biológicos do solo como o carbono da biomassa microbiana, a atividade respiratória microbiana, nitrificação potencial e atividade enzimática. A determinação dos atributos químicos como carbono orgânico total e solúvel e os ácidos húmicos e fúlvicos poderão dar respostas sobre a mineralização da matéria orgânica de três ecossistemas (floresta, pastagem e cultura anual) e de folhas e caules de soja em dois tipos de solos (eutroférico e distrófico).

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1.1 Ecossistema de Floresta

Há 8 mil anos, o Brasil possuía 9,8% das florestas mundiais. Hoje, o país detém 28,3%. Dos 64 milhões de km<sup>2</sup> de florestas existentes antes da expansão demográfica e tecnológica, restam menos de 15,5 milhões, cerca de 24%. Mais de 75% das florestas primárias já desapareceram (EMBRAPA, 2007). O estudo indica que, apesar do desmatamento dos últimos 30 anos, o Brasil é um dos países que mais mantém sua cobertura florestal. Dos 100% de suas florestas originais, a África mantém hoje 7,8%, a Ásia 5,6%, a América Central 9,7% e a Europa – o pior caso do mundo – apenas 0,3%.

A sustentabilidade dos ecossistemas florestais depende, em grande parte, do ciclo biogeoquímico de nutrientes (PEÑA et al., 2005). Nesse processo ocorre a deposição e decomposição da serrapilheira, os nutrientes são liberados possibilitando o reaproveitamento pelas plantas garantindo a sustentabilidade do ecossistema (BRITZ et al., 1997; PINTO & MARQUES, 2003). A grande quantidade de nutrientes absorvidos pelas árvores da floresta, além de exercerem papel fundamental no desenvolvimento das diversas espécies, quando liberados pelo processo de decomposição, influenciam a formação das camadas superficiais do solo e, conseqüentemente, a vegetação que nele se desenvolveu (SPURR & BARNES, 1982).

Nas florestas há um equilíbrio entre a liberação de nutrientes pela serrapilheira e a absorção de nutrientes pelas plantas, de tal modo que os teores de carbono orgânico total do solo se mantêm estáveis (CAMPOS et al., 2004; D'ANDREA et al., 2004), sem muitas alterações ao longo do tempo, isso porque o funcionamento de um ecossistema de floresta é, basicamente, um produto da diversidade biológica, que controla a ciclagem de nutrientes e o fluxo de energia. (SWIFT E ANDERSON, 1993). Por isso, a floresta natural tem sido utilizada como área de referência na indicação de um índice geral da qualidade do solo (ISLAM & WEIL, 2000), isso porque representa as condições ecológicas de estabilidade de um ambiente (SANTANA & BAHIA FILHO, 2002)

De acordo com DORAN (1997), a perturbação antrópica em sistema estável normalmente causa mais perdas do que ganhos de carbono, implicando na redução do

seu teor ao longo do tempo e a degradação da qualidade do solo no desempenho de suas funções básicas.

O solo florestal por ser um habitat que oferece ambiente propício ao desenvolvimento microbiano, alguns parâmetros referentes à atividade dos microrganismos no solo pode ser utilizado como bioindicadores para avaliação do estado de equilíbrio ou desequilíbrio de ecossistemas florestais (PEÑA et al., 2005).

### **2.1.2 Ecossistema de Pastagem**

No exame da evolução das áreas com pastagens é de interesse a discriminação entre pastagens naturais e plantadas (EMBRAPA, 2009). Nos últimos 30 anos a área ocupada por pastagens no Brasil passou de 154,1 para 177,7 milhões de hectares, resultado de um aumento expressivo nas áreas de pastagens cultivadas. Como consequência, houve um decréscimo nas áreas de pastagem nativas, que passaram a representar aproximadamente 45% do total (99.650 milhões até 1995), ou seja, houve um crescimento de pastagens cultivadas (SILVA, 2006).

O processo de conversão de ecossistemas nativos para pastagens veio solucionar de forma prática e barata a ocupação de imensas áreas, e sua produtividade inicial incentivou a ocupação de terras de forma acelerada (BRAZ et al., 2004). Em termos de área, a pastagem representa a principal atividade agrícola do país, contando com quase 100 milhões de hectares de gramíneas forrageiras cultivadas contra pouco mais de 50 milhões de hectares destinados a outras culturas (BODDEY et al., 2003). Porém, os fundamentos utilizados na formação e manejo de pastagem apresentam algum grau de degradação, geralmente relacionado ao estoque de carbono no solo (MACEDO, 1995).

Estudos têm mostrado que os estoques de carbono nas pastagens podem ser próximos do que se encontra em áreas de vegetação nativa, ou mesmo superiores, quando estão produtivas (ALVES et al., 2008). Segundo ZINN et al. (2005), área de pastagem é um ponto positivo em relação ao carbono do solo comparada às áreas de cultivo mais intensivo, pois estas tendem a apresentar menores estoques de carbono pelo maior grau de alteração do solo.

As pastagens, apesar de alterarem os atributos químicos do solo na sua implantação, apresentaram menor degradação física, com menor alteração da qualidade ambiental que os sistemas agrícolas (MELONI et al., 2008). Por isso, têm sido consideradas áreas de estabilidade no acúmulo de carbono orgânico total do solo, isso porque qualquer contribuição de carbono em camadas mais profundas contribui de forma mais estável para o acúmulo de carbono do solo, do que similar contribuição para camadas mais superficiais, o que pode ser explicado pelo menor efeito dos fatores climáticos, por qualidades inerentes do resíduo, e pela menor chance de perturbação do solo (ALVES et al., 2008).

Na comparação entre pastagens de diferentes espécies forrageiras, SILVA et al. (2004) detectaram que a pastagem mais produtiva acumulou teor de carbono orgânico total, de 13,3 Mg ha<sup>-1</sup> a mais do que o total de 99,7 Mg ha<sup>-1</sup> na pastagem nativa, observando-se uma perda de carbono no solo sob pastagem em degradação. De acordo com OLIVEIRA et al. (2004), essa diferença no estoque de carbono está associada à menor produção de resíduos na pastagem degradada. Isso porque o limite de acumulação de carbono no solo é dependente da quantidade de resíduos produzida (ALVEFS et al., 2008).

### **2.1.3 Ecossistema de Cultura anual: Milho**

O IBGE estima para safra de milho em 2010 uma produção de 33,1 milhões de toneladas, inferior em 2,2% à observada em 2009, devido à retração na área total plantada (7,6%). Contribuíram para esse quadro os elevados custos de produção e a baixa cotação que o produto vem apresentado em face dos volumes estocados decorrentes da não concretização das exportações previstas.

No Brasil, áreas de extensão considerável têm sido desmatadas nos mais diferentes ecossistemas para a produção agrícola (D'ANDREA et al., 2004).

Na passagem de sistemas naturais para agrícolas, muitos atributos do solo são alterados, alguns dos quais, por estarem relacionados com processos do ecossistema e serem sensíveis a variações no uso e manejo do solo, indicam alterações na sua qualidade (DORAN & PARKIN, 1996). Principalmente nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, que se estenderão até atingir novo equilíbrio,



dependendo das variações edafoclimáticas e do sistema de manejo adotado (MARCHIORI & MELO, 2000; CUNHA et al., 2001). Alguns componentes da matéria orgânica do solo são mais sensíveis às mudanças causadas pelo manejo, como exemplo, os resíduos de plantas e outros compartimentos mais lábeis são rapidamente reduzidos após introdução do cultivo (CAMBARDELLA & ELLIOT, 1992).

#### **2.1.4 Ecossistema de cultura anual: Soja**

A soja é uma planta dicotiledônea, da família Papilionoideae, gênero *Glycine*. A espécie cultivada é *G. max* (L) Merr. O Brasil é o segundo maior produtor mundial de soja. Na safra 2006/07, a cultura ocupou uma área de 20,687 milhões de hectares, o que totalizou uma produção de 58,4 milhões de toneladas. Os Estados Unidos, maior produtor mundial do grão, responderam pela produção de 86,77 milhões de toneladas de soja. A produtividade média da soja brasileira é de 2823 kg por hectares, chegando a alcançar cerca de 3000 kg/ha no estado de Mato Grosso, o maior produtor brasileiro de soja. Dados do Ministério do Desenvolvimento, Indústria e Comércio Exterior mostram que a soja tem uma importante participação nas exportações brasileiras. Em 2006, foram US\$ 9,3 bilhões, o que representou 6,77% do total exportado (EMBRAPA SOJA).

Os resíduos de culturas são as principais fontes naturais na adição de material orgânico no solo (GIGLIOTTI et al., 2002; XIAOLI et al., 2009, HE et al., 2009). A vegetação possui elevados teores de componentes solúveis e nitrogênio (pois ela fixa o nitrogênio atmosférico em simbiose com rizóbion) e baixos teores de celulose e cinzas (CHANG et al., 2008). Isso se reflete na sua decomposição mais rápida em relação a das gramíneas. BRODER & WAGNER (1988) verificaram que aos 32 dias de decomposição, 68% dos resíduos da soja já haviam sido decompostos contra pouco mais de 40% para as gramíneas. Após 679 dias, no entanto, essas diferenças são bem menores, indicando que os resíduos de gramíneas também são decompostos. Os autores da pesquisa também avaliaram os aspectos microbiológicos da decomposição dos resíduos e observaram que os fungos tendem a colonizar mais os resíduos de milho, enquanto nos da soja, predominam as bactérias. As razões para isso não estão bem esclarecidas, mas como a soja absorve mais cátions básicos como o Ca, esses

resíduos podem ser mais adequados ao crescimento das bactérias. Também, a maior demanda de N pelas bactérias pode explicar pelo menos parte desse fenômeno.

### **2.1.5 Mineralização da matéria orgânica do solo**

A mineralização da matéria orgânica do solo pode ser compreendida como processo de síntese e/ou ressíntese de compostos orgânicos que são incorporados ao solo (HSU & LO, 1999; CANELLAS et al., 2007) e depende do estágio de decomposição das substâncias nesses compostos. O processo de humificação no solo depende de vários fatores, como clima, quantidade e qualidade do material vegetal incorporado e ao manejo do solo, sendo que esse manejo deverá ser determinado em função do ecossistema predominante o que produzirá tipos diferenciados de húmus de acordo com o sistema adotado (WU & MA, 2002).

O grau de humificação tem se mostrado um índice que pode dar respostas apreciáveis quanto à adição da matéria orgânica ao solo (CANALI et al., 2004; KALLIANOU, 2000). A dinâmica do processo de humificação no solo está diretamente relacionada ao seu grau de evolução superficial e condicionada pelo manejo (CUNHA et al., 2001). A quantidade e o tipo de material orgânico adicionado ao solo interferem na biomassa, atividade microbiana e na composição da microbiota (CANALI et al., 2004). Portanto, qualquer fator que afete a atividade dos microrganismos no solo pode afetar a ecologia da humificação (CANELLAS, 2005).

O carbono orgânico total é o principal componente da matéria orgânica do solo, representada por duas frações principais: substâncias não húmicas (proteínas, carboidratos, resinas, ligninas), sendo de 10-15% do carbono orgânico total, e substâncias húmicas (ácidos húmicos, ácidos fúlvicos e humina) que são biomoléculas constituídas por compostos orgânicos complexos poliméricos, incluindo polifenóis, proteínas, enzimas, lipídeos e polissacarídeos (CECCANTI et al., 1986; TATE, 1987). A proporção dessa fração é de 85 a 90% do carbono orgânico total (ANDREUX, 1996). Nesse sentido, as substâncias húmicas são alteradas quando ecossistemas naturais são substituídos por sistemas exploratórios como pastagens ou culturas anuais (CANELLAS, 2005). LONGO & ESPÍNDOLA (2000) observaram diminuição na concentração de ácido fúlvico ao se passar da condição de vegetação natural para

pastagem em solos do cerrado e floresta amazônica. Enquanto que o ácido húmico não apresentou diferenças entre vegetação natural e pastagem. Portanto, torna-se relevante o conhecimento da mineralização da matéria orgânica do solo e de suas frações orgânicas (MELO et al., 2008), principalmente quando o equilíbrio do sistema é afetado.

A dinâmica da matéria orgânica é governada pela adição de resíduos orgânicos de diversas naturezas e por uma transformação contínua sob ação de fatores químicos, físicos e biológicos (GUERRA et al., 2008). A vegetação é a principal responsável de resíduos no solo, principalmente por queda de material, os quais atuam diretamente na ciclagem de nutriente (TORRES et al., 2008) e a velocidade de decomposição desses resíduos orgânicos está intimamente ligado as relações edafoclimáticas da região como temperatura, umidade, tipo de solo, etc (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006; CARVALHO et al., 2008).

Durante o crescimento das plantas, parte da biomassa produzida retorna ao solo na forma de galhos, folhas e estruturas reprodutivas, constituindo uma camada de serrapilheira, que, após ser submetida a um processo de decomposição, proporciona reciclagem de nutrientes (TORRES et al., 2008). A maior parte dos nutrientes das plantas encontra-se nos resíduos vegetais, exercendo função estrutural ou como substância de reserva (TORRES et al., 2008). Porém, a liberação ou imobilização desses nutrientes depende da dinâmica dos microrganismos da quantidade de resíduos vegetais (CARNEIRO et al., 2008), da eficiência de utilização de carbono pela microbiota e da atividade enzimática do solo (BAUDOIN et al. 2003).

Os resíduos orgânicos apresentam diferentes fontes de matéria orgânica, e por esse motivo, torna-se necessário conhecer as diferentes frações orgânicas presentes nesses resíduos, visto que a presença de moléculas orgânicas de maior biodisponibilidade são fatores determinantes da capacidade desses materiais em adsorver cátions e em liberar nutrientes para as plantas (AZEVEDO MELO et al., 2007).

Os resíduos orgânicos contribuem para aumentar o estoque de carbono no solo e a atividade microbiana do solo (SIMONETE, 2001; CERETTA et al., 2003; ROCHA et al., 2004; STARK et al., 2007), sendo fundamental no aumento da capacidade

produtiva do solo (AZEVEDO MELO et al., 2007). As transformações que ocorrem no processo de decomposição desses resíduos são na seguinte ordem: biodegradação rápida da maioria dos compostos hidrossolúveis e polissacarídeos, redução lenta de hidrossolúveis fenólicos e hemiceluloses e aumento relativo do conteúdo de ligninas e proteínas (CORREIA & ANDRADE, 1999).

As características da matéria orgânica do solo dependem das suas condições de desenvolvimento no solo (capacidade de retenção de água, propriedade redox, temperatura) (SANCHES-MONEDERO et al., 1999) que influenciam na comunidade microbiana (BUZINARO et al., 2009) e na qualidade dos resíduos na superfície do solo, o que também depende do tipo de resíduo adicionado no solo (ROTHER & BINKLEY, 2001; VAN OIJEN et al., 2005).

A velocidade de decomposição de resíduos vegetais é determinada por vários fatores, dentre eles, destacam-se o grau de humificação e a natureza química dos resíduos (BERNAL et al., 1998; BONIFÁCIO et al., 2008; CARVALHO et al., 2008; CASTILHOS et al., 2008). Sendo que o grau de decomposição das substâncias neles presentes é fator determinante da função desses resíduos, que podem ser fontes de nutrientes e/ou condicionadores do solo (AZEVEDO MELO et al., 2007).

A análise do aspecto químico dos resíduos vegetais expressa com maior clareza o grau de decomposição desses materiais, já que características físicas, como cor, odor e temperatura, fornecem uma idéia geral do estágio de decomposição atingido, porém não são acuradas para se estimar o grau de maturação dos resíduos (ZMORA-NAHUM et al., 2005; AZEVEDO MELO et al., 2007). Por isso, métodos químicos são amplamente utilizados, incluindo medidas da relação C/N, teor de N inorgânico, bem como o uso de índices do grau de humificação da matéria orgânica (BERNAL et al., 1998; ZMORA-NAHUM et al., 2005; SOUZA et al., 2008).

O uso da relação C/N em estudos sobre decomposição de resíduos justifica-se pelo fato de os resíduos liberarem carbono, nitrogênio e outros componentes simples durante o processo de decomposição, dos quais parte retorna à atmosfera na forma de gás ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{NH}_3$ , etc.) (SOUZA & MELO, 2003), outra parte é imobilizada pelos microrganismos decompositores, pequena parte permanece na forma prontamente disponível para as plantas e o restante é perdido por lixiviação ou direcionado à

produção de substâncias húmicas (STEVENSON, 1985). O teor de matéria orgânica e substâncias húmicas de resíduos vegetais são variáveis que dão resposta sobre a biodisponibilidade desses materiais no solo (MORAL et al., 2005, AZEVEDO MELO et al., 2007) e do grau de maturação e estabilidade química dos resíduos adicionados no solo (TOMATI et al., 2000; MONDINI et al., 2006; TORRES et al., 2008).

### **2.1.6 Indicadores biológicos da qualidade do solo**

Os indicadores biológicos do solo têm sido utilizados na compreensão da estabilidade e produtividade de um ecossistema (TURCO & BLUME, 1999), pelo fato de serem muito sensíveis às mudanças pelos fatores bióticos e abióticos (VARGAS & SCHOLLES, 1999).

O efeito da matéria orgânica sobre os microrganismos pode ser avaliado a partir da biomassa e atividade microbiana, parâmetros que representam uma integração dos efeitos desta sobre as condições biológicas do solo (BAYER & MIELNICZUK, 2008)

Devido à grande importância dos atributos biológicos para os processos que ocorrem no solo, verifica-se que estudos a respeito da quantidade e atividade da biomassa microbiana podem fornecer respostas sobre a dinâmica do carbono no solo (D'ANDRÉA et al., 2002).

O cultivo agrícola, além de afetar a composição química e a estrutura do solo, diminuiu a atividade biológica devido à redução dos macroagregados, que fornecem importantes micro-habitats para a atividade microbiana (MASCIANDARO et al., 1997). MELERO et al., 2006 avaliaram o aumento no conteúdo de matéria orgânica, biomassa e atividade microbiana em sistema orgânico comparado ao convencional.

Diferenças nos conteúdos de matéria orgânica entre solos de diferentes ecossistemas têm sido demonstradas em várias pesquisas (ALVARENGA et al., 1999; ARAÚJO et al., 2007; FLORES et al., 2008; CARVALHO et al., 2009). ALVARENGA et al. (1999) encontraram 16,6 g kg<sup>-1</sup> de carbono orgânico total em solos de cerrado natural, um teor superior ao observado em solos com pastagem e com cultura anual, com 14,7 e 14,9 g kg<sup>-1</sup>, respectivamente. HAJABBASI et al., (1997) relatou que a conversão de floresta em área agrícola diminuiu de 50 % no conteúdo de matéria orgânica. Ao se alterar o manejo, a matéria orgânica sofre rápidas alterações, atingindo

um novo equilíbrio, sendo maior na mata natural, menor em culturas permanente, e ainda menor nas culturas anuais (MARCHIORI & MELO, 2000).

O grau de preparo do solo e o manejo dos restos culturais afetam a temperatura, a umidade e a aeração do solo, exercendo grande influência sobre a biomassa e a atividade da população microbiana, que respondem de maneira muito mais rápida a essas alterações comparadas a alguns parâmetros edáficos, como o teor de matéria orgânica (BRADY & WEIL, 2001). Por isso, a biomassa microbiana e a mineralização do C e do N têm sido sugeridos como indicadores potenciais para avaliar mudanças na qualidade do solo (ROSS et al., 1995; ALVEFAR et al., 2005; OORTS et al., 2007). Esses atributos têm sido estudados em diferentes ecossistemas (PASSOS et al., 2007; GAMA-RODRIGUES et al., 2008; PORTUGUAL et al., 2008), como reportado por D'ANDREA et al. (2004) que observaram redução no estoque de carbono microbiano em pastagem e plantio convencional comparado à floresta nativa.

Todas as transformações bioquímicas do planeta são dependentes ou relacionadas à presença das enzimas, e o solo, como entidade biológica, é um sistema bioquímico altamente regulado por catalises, onde as principais reações de transformação são medidas, principalmente, pelas hidrolises e oxiredutase que controlam os processos de decomposição dos materiais orgânicos e transformações inorgânicas (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

A atividade microbiana é importante índice no estudo da humificação da matéria orgânica (WU et al., 2000; TORRES et al., 2008). Isso porque as transformações da matéria orgânica ocorrem em decorrência da liberação de enzimas pelos microrganismos que reduzem os compostos orgânicos em sua forma mais simples e disponível (BUZINARO et al., 2009; XIAOLI et al., 2009). O aumento da matéria orgânica do solo resultante da adição de resíduos no solo, além da incorporação de enzimas contidas no próprio resíduo (DIAZ-MARCOTE & POLO, 1995), também favorece a formação de complexos com enzimas livres e, como consequência, aumenta a atividade enzimática do solo (CHANG et al., 2008).

Os microrganismos estão diretamente envolvidos no processo de decomposição de resíduos orgânicos no solo e conseqüentemente na síntese de substâncias húmicas (MONDINI et al, 2006;, VALENTE et al., 2009) através da produção de enzimas que

podem estar livres na solução do solo, adsorvidas nos colóides ou imobilizadas em complexos húmicos (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). A atividade enzimática tem papel chave nesse processo, pois é catalisadora de diversas reações, atuando, principalmente, no processo de decomposição dos resíduos e sua quantificação pode fornecer informações sobre as alterações nestes processos metabólicos (CARNEIRO et al., 2008) e contribuir para uma melhor compreensão sobre os efeitos da adição de resíduos no solo (MENDES et al. 1999).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Experimento 1 – Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo

##### 3.1.1 Descrição das áreas de estudo

O solo das áreas de estudo foi classificado como Latossolo Vermelho Eutroférico, A moderado, textura muito argilosa, relevo suave ondulado ou ondulado (EMBRAPA, 2006) em diferentes ecossistemas da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias/UNESP Campus de Jaboticabal, coordenadas: latitude 21° 14' 05" S e longitude 48° 17' 09" W. As análises química e física do solo encontram-se discriminadas nas tabelas 1 e 2.

O clima, segundo a classificação de Köppen, é do tipo Aw, com temperatura média anual de 22 °C. De abril de 2005 a fevereiro de 2006, a variação da temperatura nesta Faculdade foi de 18,3 a 25,2°C, e a quantidade de chuvas de 3,2 a 416,4 mm. Devido à grande variação da quantidade de chuvas, neste trabalho as coletas das amostras foram feitas nas épocas inverno e verão, correspondentes aos meses de agosto e janeiro respectivamente. Os dados de temperatura e chuva nos gráficos abaixo foram coletados pela estação meteorológica da FCAV/UNESP.

O solo foi coletado em três diferentes ecossistemas:

- Floresta - remanescente de mata nativa sem qualquer exploração ou interferência antrópica;
- Pastagem – Área com 21 ha, plantada por 15 anos com gramínea ***Brachiaria decumbens*** até o período de coleta no inverno. No verão, a área encontrava-se com plantio de milho (em estágio de crescimento), através do sistema de preparo convencional do solo, com aplicação de 1,1 t ha<sup>-1</sup> calcário e 400 Kg ha<sup>-1</sup> NPK na formulação 8-24-12;
- Cultura anual - Área com 20 ha, cultivada com milho nos últimos três anos com aplicação de 450 Kg de NPK na formulação 5-15-10 ha<sup>-1</sup> durante o plantio, sendo que na época de coleta de solo no inverno, a área havia sido recentemente preparada para o plantio de milho na palha e no verão estava com plantio de milho de aproximadamente 70 dias.



**Tabela 1.** Atributos químicos do solo dos ecossistemas de floresta, pastagem e cultura anual.

Ecossistema	Camadas (cm)	pH	M.O (g dm <sup>-3</sup> )	P resina (mg dm <sup>-3</sup> )	K	Ca	Mg	H+Al (mmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup> )	SB	T	V (%)
Floresta	0-10	6,0	60	16	5,3	116	42	20	163,3	183,3	89
	10-20	5,7	28	6	5,2	61	32	25	98,2	123,2	80
	20-40	5,6	26	4	5,0	49	30	28	84,0	112,0	75
Pastagem	0-10	5,5	38	19	3,6	45	23	31	71,6	102,6	70
	10-20	5,4	23	8	2,9	39	12	31	53,9	84,9	63
	20-40	5,4	17	6	2,4	31	10	28	43,4	71,4	61
Cultura Annual	0-10	5,6	25	28	6,0	45	21	28	72,0	100,0	72
	10-20	5,1	20	19	3,8	27	14	34	44,8	78,8	57
	20-40	4,8	18	14	2,9	18	8	42	28,9	70,9	41

H+Al: acidez potencial do solo; SB: soma de bases do solo; T: capacidade de troca catiônica do solo; V: saturação por bases do solo.

**Tabela 2.** Atributos físicos do solo dos ecossistemas de floresta, pastagem e cultura anual.

Ecossistema	Camadas (cm)	Argila	Limo	Areia		Classe Textural
				Fina	Grossa	
-----g kg <sup>-1</sup> -----						
Floresta	0-10	428	289	136	147	Argilosa
	10-20	554	254	121	71	Argilosa
	20-40	562	261	109	68	Argilosa
Pastagem	0-10	324	109	268	299	Média
	10-20	374	104	232	290	Argilosa
	20-40	417	93	234	256	Argilosa
Cultura Anual	0-10	462	153	184	201	Argilosa
	10-20	495	141	190	174	Argilosa
	20-40	499	142	182	177	Argilosa

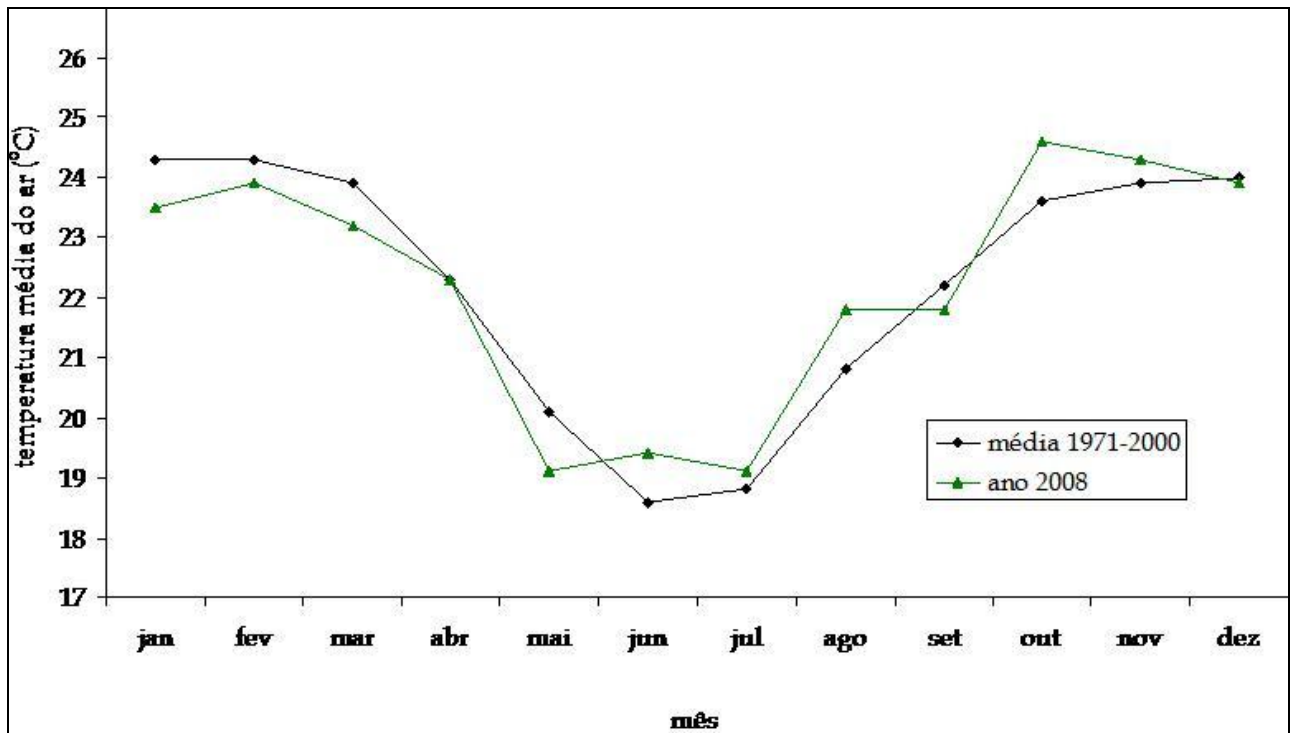


Figura 1. Temperatura média mensal do ar na cidade de Jaboticabal/SP em 2008.

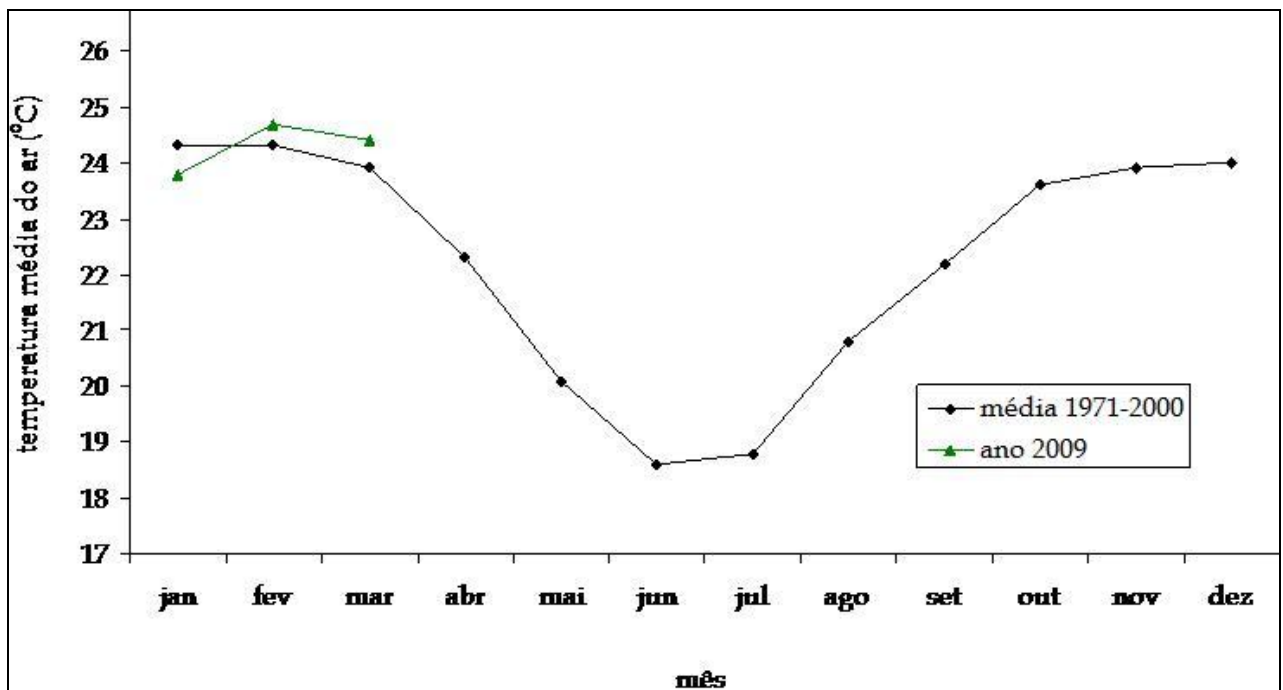


Figura 2. Temperatura média mensal do ar na cidade de Jaboticabal/SP em 2009.

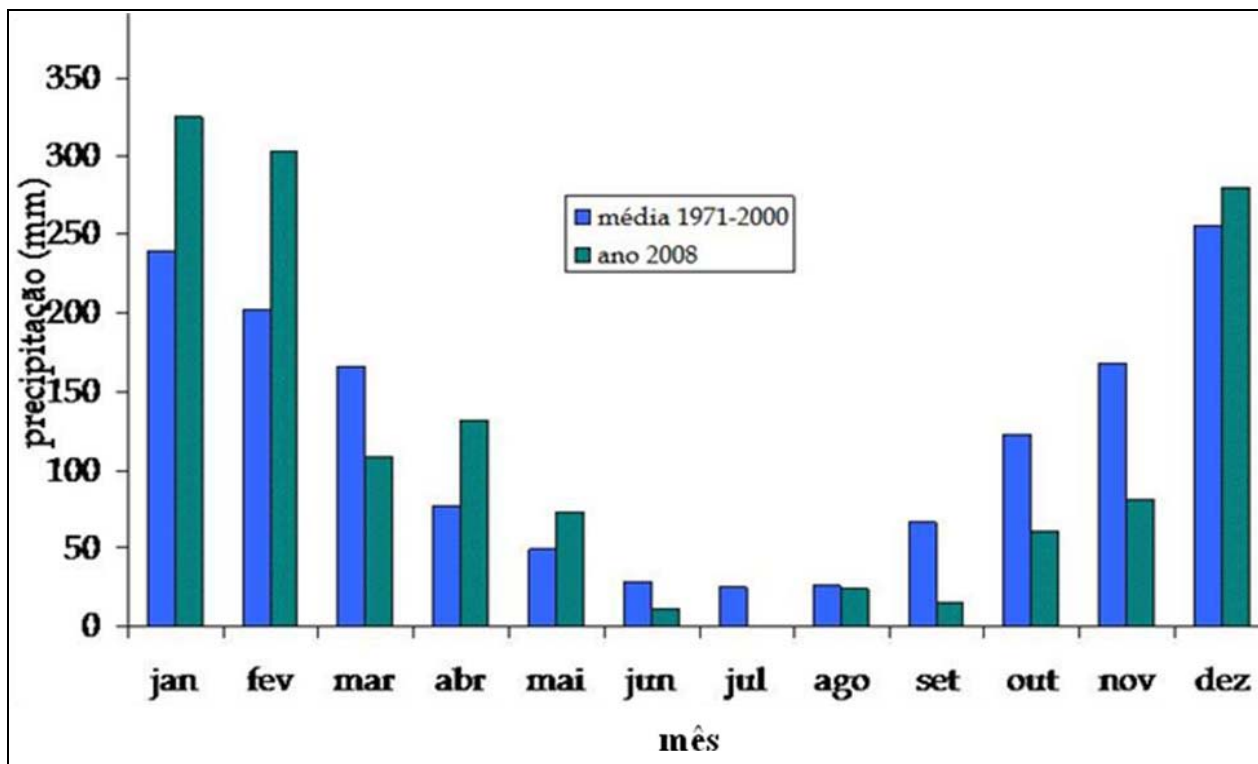


Figura 3. Precipitação media mensal na cidade de Jaboticabal/SP em 2008.

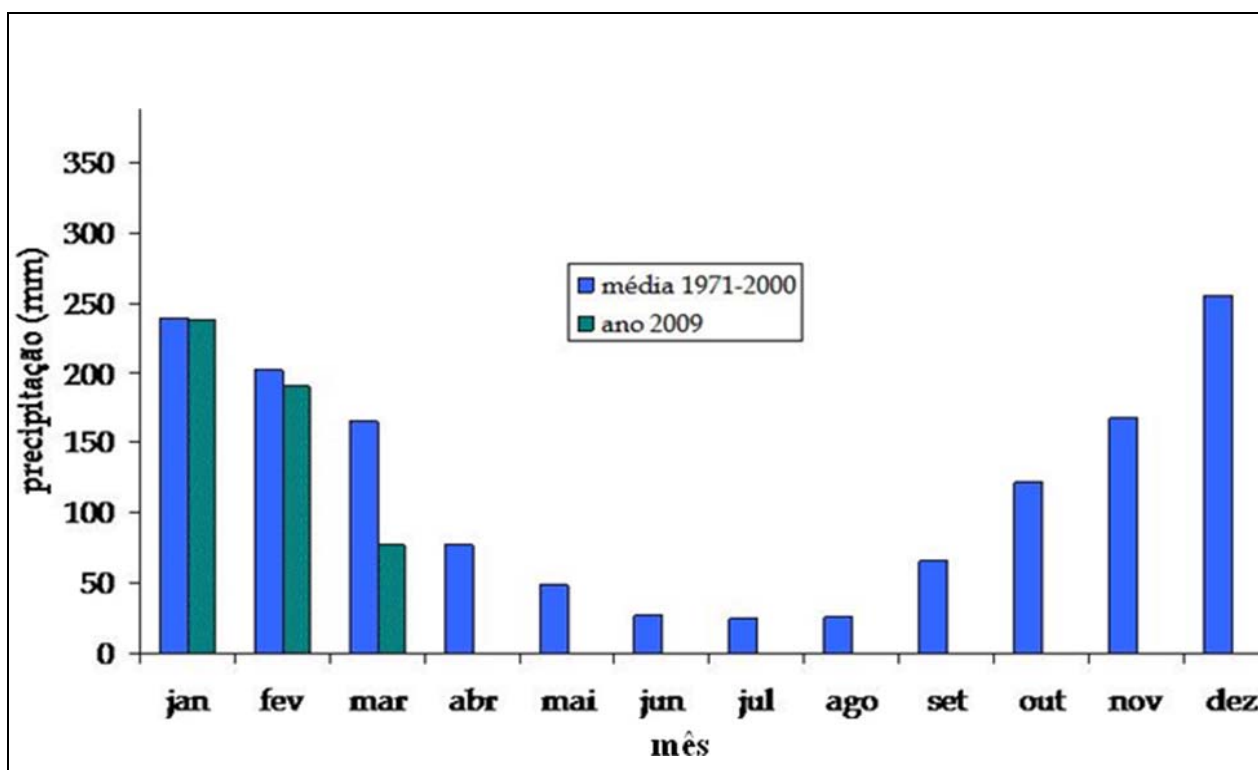


Figura 4. Precipitação media mensal na cidade de Jaboticabal/SP em 2009.

### **3.1.2 Coleta e armazenamento do solo**

O solo foi coletado nas camadas de 0-10, 10-20 e 20-40 cm de profundidade, com auxílio de um trado holandês. Em cada ecossistema, foram delimitadas ao acaso quatro sub-áreas com cerca de 100 m<sup>2</sup>. Em cada sub-área, foram coletadas vinte amostras simples para a obtenção de uma amostra composta, obtendo-se quatro amostras de solo (repetições) para cada ecossistema. As amostras de solo foram acondicionadas em sacos plásticos para preservação da umidade e transportadas para o laboratório em período inferior a 3 horas. Em seguida, foram peneiradas em peneira com abertura de malha de 2 mm. Uma parte foi reservada em sacos plásticos e colocada em câmara úmida (4° C), por um período máximo de 30 dias, para a realização das análises biológicas do solo. A outra parte, destinada às análises químicas do solo, foi seca ao ar.

### **3.1.3 Delineamento experimental e análise estatística**

Os dados foram submetidos à análise de variância, de acordo com o modelo de parcelas subdivididas, nos quais os ecossistemas constituíram os tratamentos principais e as camadas de solo os tratamentos secundários. Quando o resultado da análise de variância foi significativo ( $p < 0,05$ ), as médias dos tratamentos foram submetidas ao teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). Foi realizado teste de correlação de Pearson entre as variáveis obtidas. Não foi possível analisar estatisticamente de forma comparativa os dados obtidos nos períodos inverno e verão devido à inexistência de modelo estatístico para tal comparação, por isso, os atributos químicos e biológicos foram discutidos para cada período avaliado.

## **3.2 Experimento 2 – Decomposição microbiana da soja**

### **3.2.1 Descrição do material coletado**

O experimento foi realizado no laboratório de Microbiologia do Solo da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP de Jaboticabal/SP.

- **Solo:** Foram selecionadas duas áreas com dois tipos de solos: um coletado em área de floresta, classificado como Latossolo Vermelho eutrófico (LVef) e outro

de área de cultivo agrícola, classificado como Latossolo Vermelho distrófico (LVd), cujas composições química e física encontram-se nas tabela 3 e 4.

**Tabela 3.** Atributos químicos dos solos LVef e LVd na camada 0-10 cm.

Solo	pH	M.O (%)	P resina (mg dm <sup>-3</sup> )	K -----(mmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup> )-----	Ca	Acidez potencial
LVef	6,1	3,1	12	3,6	79	18
LVd	5,7	1,5	52	1,8	24	16

**Tabela 4.** Atributos físicos dos solos LVef e LVd na camada 0-10 cm.

Solo	Argila -----%-----	Limo	Areia	Classe Textural
LVef	43	17	40	Argilosa
LVd	30	4	66	Arenosa

A coleta dos solos consistiu, primeiramente, na limpeza manual de material vegetal acima do solo, onde foram coletados 3 kg de solo da camada superficial (0-10 cm) com auxílio de uma enxada. As amostras de solo foram transportadas para o laboratório e foram secas ao ar por 48 h. Após isso, foram retirados, manualmente, os resíduos de folhas, raízes, insetos e minhocas e foram peneiradas em peneira de 2 mm.

• **Soja:** Foram coletadas plantas de soja variedade CD 214 RR, uma cultivar geneticamente modificada desenvolvida pela Coodetec, de ciclo precoce e boa resistência ao acamamento. Foram separadas as folhas e caules, cuja relação C/N corresponde a 10,1 e 26,5 respectivamente. A vegetação foi seca em estufa a 50 °C por 24h. Após isso, foram trituradas em moinho e peneiradas em peneira de 2 mm até a obtenção de 400 g de material vegetal.

Foram delineados os seguintes tratamentos:

1. Solo LVef sem vegetação;
2. Solo LVef com camada de folhas de soja na superfície;
3. Solo LVef com camada de folhas de soja em profundidade;

4. Solo LVef com camada de caule de soja na superfície;
5. Solo LVef com camada de caule de soja em profundidade;
6. Solo LVd sem vegetação;
7. Solo LVd com camada de folhas de soja na superfície;
8. Solo LVd com camada de folhas de soja em profundidade;
9. Solo LVd com camada de caule de soja na superfície;
10. Solo LVd com camada de caule de soja em profundidade;

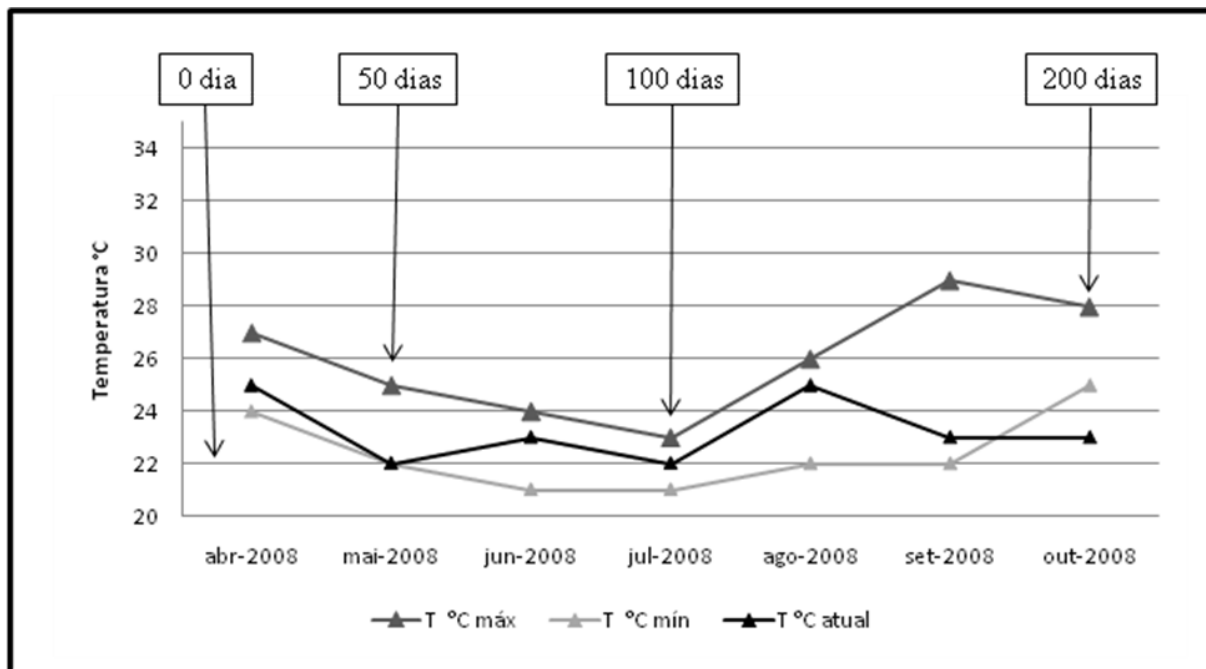
Foram utilizados vasos de 200 mL, contendo solo e soja dispostos em três diferentes formas de acordo com a descrição abaixo:

- **Vasos sem vegetação de soja:** Os vasos foram preenchidos com os solos LVef e LVd sem a adição de soja, servindo de amostras controle;

- **Vasos com camada de vegetação de soja na superfície:** Os vasos foram cheios com aproximadamente 180 g de solo seco. A seguir o material vegetal na quantidade de 3,2 g (aproximadamente 36 t ha<sup>-1</sup>) foi distribuído na superfície do solo e coberto com uma camada fina de aproximadamente 2,0 g de solo;

- **Vasos com camada de vegetação de soja em profundidade:** Os vasos foram preenchidos com duas camadas de 90 g de solo seco cada, as quais foram separadas por uma camada de 3,2 g de vegetação de soja.

Os vasos foram distribuídos ao acaso no laboratório, em ambiente sem climatização e com incidência de luz natural. A temperatura do ambiente foi monitorada semanalmente com auxílio de termômetro de máxima e mínima (Figura 5). Com a diferença no peso dos vasos, a umidade perdida era repostada até a capacidade de retenção de água do solo a 60%. Os vasos foram avaliados em quatro períodos diferentes: 0, 50, 100 e 200 dia(s).



**Figura 5.** Temperaturas média atual, máxima e mínima mensal verificada durante a execução do experimento com indicação dos períodos de coleta.

### 3.2.2 Coleta e armazenamento do solo

O experimento foi feito em replicatas e a cada período de coleta foram retirados os 10 tratamentos com 3 três repetições, totalizando 30 amostras, as quais eram descartadas após análises. As amostras foram secas em estufa de circulação forçada a 50 °C por 24 h. A coleta consistiu na retirada do solo com auxílio de espátula e foi efetuada de acordo com a deposição dos resíduos no solo descritos abaixo:

- **Vasos sem vegetação de soja:** Todo o solo foi coletado;
- **Vasos com vegetação de soja na superfície:** Foi descartada a camada de soja e coletado o solo restante;
- **Vasos com vegetação de soja em profundidade:** Foram descartadas a primeira camada de solo e a segunda camada de vegetação de soja e coletado a camada de solo restante.

### 3.2.3 Delineamento experimental e análise estatística

O delineamento experimental foi um arranjo fatorial 5x4 (vegetação x períodos de decomposição) e utilização dos solos LVef e LVd, totalizando 10 tratamentos, inteiramente casualizados, com 3 repetições. Quando a interação entre os fatores solo x vegetação de soja foi significativa, ( $p < 0,05$ ), as médias dos tratamentos foram submetidas ao teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

### **3.3 Análises Microbiológicas**

#### **3.3.1 Carbono da biomassa microbiana**

A determinação do carbono da biomassa microbiana (CBM) foi realizada seguindo proposta de VANCE et al. (1987) - método fumigação-extração. O procedimento seguiu três etapas: fumigação, extração e determinação. A incubação consistiu na pesagem de 10g de solo úmido em béquer de 50 mL, com capacidade de retenção de água ajustada para 60% e transferidos para dissecador forrado com papel de filtro umedecido. Dois béqueres, um contendo 30 mL de água destilada e outro 50 mL de clorofórmio isento de álcool e contendo pérolas de vidro, foram colocados no centro do dissecador, o qual foi submetido a vácuo por cinco minutos. Após isso, o dissecador foi colocado em câmara incubadora a 28 °C por 24h.

A extração consistiu na utilização das amostras fumigadas e não fumigadas. As amostras fumigadas foram transferidas para erlenmeyers de 125 mL e adicionaram-se 50 mL de solução de sulfato de potássio 0,5 mol L<sup>-1</sup>. Para as amostras não fumigadas, 10 g de solo úmido foram pesados diretamente em erlemeyer de 125 mL. As amostras foram submetidas à agitação horizontal por uma hora e posteriormente filtradas em papel de filtro e armazenadas em câmara fria a 7 °C.

Foram retiradas alíquotas de 8 mL do extrato filtrado de ambas amostras (fumigada e não fumigada) em erlenmeyer de 125 mL, onde foram adicionados 2 mL de solução de dicromato de potássio 0,066 mol L<sup>-1</sup>, 5 mL de ácido ortofosforico 88% e 10 mL de ácido sulfúrico 98%. As amostras foram agitadas e incubadas a banho-maria em ebulição por 60 minutos. Após isso, o volume das amostras foi ajustado para 75 mL com água deionizada e incubadas a temperatura ambiente. A seguir, adicionaram-se 3 gotas de difenilamina 1% e titulou-se com solução de sulfato ferroso amoniacal 0,033



mol L<sup>-1</sup> até o ponto de viragem da cor azul para verde garrafa. A titulação foi feita também em amostras com 8 mL de sulfato de potássio 0,5 mol L<sup>-1</sup> em substituição ao extrato de solo. O fator de correção (K<sub>C</sub>) da biomassa microbiana preconizado por SPARLING & WEST (1988) foi de 0,33.

### **3.3.2 Atividade Respiratória Microbiana**

A atividade respiratória microbiana foi determinada de acordo com metodologia proposta por REZENDE et al. (2004). Pesaram-se 100g de solo úmido em frascos de vidro com tampa (capacidade 2,5 L), equilibrando-se o teor de água para 60%. Dois béqueres de 50 mL; um contendo 40 mL de água deionizada e outro com 20 mL de NaOH 1 mol L<sup>-1</sup> foram colocados no interior dos frascos, os quais foram vedados com parafilme e posteriormente com a tampa. Foram incluídos três frascos sem solo, com os referidos béqueres, servindo de controle. Após isso, foram incubados em estufa a 30 °C no escuro.

A cada sete dias, por um período de 21 dias, avaliou-se a respiração do solo que consistiu na retirada dos béqueres com NaOH, sendo substituído imediatamente por outro nas mesmas condições anteriormente descritas. Nos béqueres retirados, adicionaram-se 2 mL de solução cloreto de bário 30% e 3 gotas da solução fenolftaleína 1%, e sob agitação, titularam-se as amostras com HCl 1 mol L<sup>-1</sup> até o ponto de viragem da cor rosa escuro para incolor. Anotou-se a quantidade gasta do titulante e procedeu-a aos devidos cálculos.

### **3.3.3. Potencial de Nitrificação**

A metodologia usada nesta análise foi proposta por SCHMIDT & BELSER (1994) que consistiu na pesagem de 10 g de solo úmido em placas de petri, com duas repetições: uma sem e outra com adição de 160 µg N-NH<sub>4</sub>((NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) g<sup>-1</sup> solo seco. A capacidade de retenção de água das amostras foi ajustada para 60 %. As amostras foram incubadas em estufa BOD a 30<sup>0</sup>C no período de 21 dias. Após isso, foram pesados 8 g de solo de cada amostra em erlenmeyer de 125 mL e adicionados 50 mL de solução cloreto de potássio 1 mol L<sup>-1</sup> . Após a agitação por 1 h em agitador

horizontal, filtrou-se a mistura em papel de filtro, mantendo as amostras filtradas em câmara de refrigeração a 7°C.

A determinação dos conteúdos de  $\text{NH}_4^+$  e  $\text{NO}_3^-$  por destilação foi baseada em KEENEY & NELSON (1982), onde foram acrescentados 10 mL do filtrado em tubo de destilação com saída lateral. O tubo foi levado ao destilador e pela outra lateral do destilador, foi colocado erlenmeyer de 50 mL com 5 mL de solução indicadora. Depois de iniciada a destilação, pela saída lateral do tubo de destilação, adicionou-se 0,2 g de óxido de magnésio. Recolheram-se 40 mL do destilado no erlenmeyer de 50 mL e titulou-se este com solução de ácido sulfúrico  $0,0025 \text{ mol L}^{-1}$  até o ponto de viragem da cor verde para rosa, determinado-se assim, a presença de amônia ( $\text{NH}_4^+$ ).

As amostras destiladas, após resfriamento, foram reutilizadas na determinação de  $\text{NO}_3^-$ . No tubo digestor, adicionou-se 1 mL de ácido sulfâmico 2% e pela saída lateral do destilador foi novamente colocado erlenmeyer de 50 mL com 5 mL de solução indicadora. Iniciada a destilação, acrescentou-se, pela saída lateral do tubo de destilação, 0,2 g de liga Devarda. Em seguida, recolheram-se 40 mL do destilado e a titulação foi feita como descrita anteriormente para  $\text{NH}_4^+$ , onde foi determinada a presença de  $\text{NO}_3^-$ .

As amostras com e sem  $160 \mu\text{g N-NH}_4$  foram determinadas da mesma forma e em cada avaliação, determinou-se um branco substituindo o extrato por 10 mL de KCl  $1 \text{ mol L}^{-1}$ .

#### **3.3.4. Atividade enzimática da urease**

A atividade da enzima uréase foi determinada de acordo com metodologia proposta por McGARITY & MYERS (1967). Pesaram-se 2,0 g de terra fina seca ao ar (TFSA) em tubos de ensaio de 18 x180 mm. Foram acrescentados 0,2 mL de tolueno puro, deixando-se em repouso por 15 minutos, e após isto, foram adicionados 2 mL de tampão fosfato  $0,1 \text{ mol L}^{-1}$  a pH 6,7 e como substrato 1 mL de solução de uréia a 10% e incubou-se a 37 °C em banho-maria por 3 horas. Após incubação, foram acrescentados 3 mL de água deionizada, retirando-se uma alíquota de 2 mL de cada amostra, as quais foram submetidas a centrifugação (10.000 rpm por 10 minutos). Foram pipetados 0,1 mL do centrifugado para tubos de ensaio, adicionando-se 2,1 mL

de água destilada, 0,5 mL de fenolato (mistura de fenol dissolvido em álcool etílico com NaOH 27%) e 0,3 mL de hipoclorito 0,9% de cloro ativo. Os tubos foram agitados vigorosamente e incubados temperatura ambiente por 60 minutos. Após isso, realizou-se a leitura da absorvância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 630 nm, onde os resultados foram calculados a partir de uma curva padrão com solução de sulfato de amônia.

### **3.3.5 Atividade enzimática da fosfatase ácida**

A atividade da fosfatase ácida foi modificada da metodologia proposta por TABATABAI & BREMMER (1969). Foi pesado 0,2 g de solo seco em tubo de ensaio de 18 x180 mm, adicionando-se 4 ml de tampão acetato 0,1 mol L<sup>-1</sup> pH 5,4. Incubou-se em banho-maria a 37 °C e após o equilíbrio da temperatura por 5 minutos, adicionou-se, exceto nos tubos controle, 1 mL de solução de p-nitrofenilfosfato 6 mM. Os tubos foram agitados levemente e incubados por 60 minutos. Foi acrescentado 1 mL de solução de cloreto de cálcio (CaCl<sub>2</sub>) 0,5 mol L<sup>-1</sup> e 4 mL de solução de hidróxido de sódio 0,5 mol L<sup>-1</sup>. Após vigorosa agitação, filtrou-se em papel de filtro Whatman n° 12. Na seqüência, realizou-se a leitura da absorvância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 405 nm. Através da realização da curva padrão com concentrações crescentes de solução de p-nitrofenol, calculou-se a quantidade de fosfato liberado na reação enzimática. A atividade da fosfatase foi expressa em µg de p-nitrofenol (PNF) liberado g<sup>-1</sup> solo por hora.

### **3.3.6 Atividade enzimática da desidrogenase**

A atividade da desidrogenase foi obtida através do método de CASIDA et al. (1977). Pesaram-se 3,0 g de TFSA em tubo de ensaio de 18 x180 mm, misturando-se em 0,06 g de carbonato de cálcio (CaCO<sub>3</sub>). Foi adicionado 0,5 mL de TCC 3% (tetrazolium cloreto de sódio) e 1 mL de água destilada para formação de um filme líquido na superfície do solo. Os tubos foram agitados levemente e incubados a 37 °C por 24 horas. Após incubação, adicionaram-se 30 mL de metanol, filtrando a seguir em papel chupão. Em seguida, realizou-se a leitura da absorvância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 485 nm. A quantidade de TFF (trifenilformazan) produzida

foi calculada através da realização da curva padrão com concentrações crescentes de solução de TFF.

### **3.4 Análises Químicas do solo**

#### **3.4.1 Teor de água do solo**

A porcentagem de umidade foi determinada após secagem do solo a 105°C por 24 horas em cadinhos de porcelana previamente pesados e vazios. Depois de retirados da estufa, os mesmos foram colocados imediatamente em dessecador com sílica indicadora de umidade e foram novamente pesados. A porcentagem de umidade foi dada pelo cálculo da subtração da amostra úmida menos a amostra seca multiplicado por 100 e dividido pelo valor da amostra úmida.

#### **3.4.2 Matéria orgânica do solo**

O teor de matéria orgânica do solo, expressa em porcentagem, foi determinada de acordo com metodologia de DE BÔER et al.(1988), onde 10 g de solo seco foram pesados em cadinho de porcelana, de peso conhecido. Os cadinhos foram submetidos a incineração em mufla a 550<sup>0</sup>C por 24h. Após resfriamento (até 100<sup>0</sup>C), as amostras foram retiradas da mufla e colocadas em dissecador com sílica. Os cadinhos foram pesados novamente. A diferença de peso entre o cadinho com as amostras secas e queimadas, representa o teor de matéria orgânica obtida por combustão.

#### **3.4.3 Carbono orgânico total**

A determinação do carbono orgânico total do solo foi efetuada de acordo com metodologia proposta por SIMS & HABY (1971). Pesou-se 1,0 g da amostra de terra fina seca ao ar (TFSA) em Erlenmeyer de 125 mL. Adicionaram-se 10 mL da solução de dicromato de potássio 0,5 mol L<sup>-1</sup>, 20 mL de ácido sulfúrico concentrado. Após um período de incubação em temperatura ambiente (20 min.), completou-se o volume das amostras para 100 mL com água deionizada e a mistura foi centrifugada a 6.800 rpm por 10 min. A seguir, foram recolhidas alíquotas de 2 mL, as quais foram utilizadas para leitura em espectrofotômetro com comprimento de onda correspondente a 600 nm. Os

dados foram calculados com auxílio de uma curva padrão feita com solução de sacarose 7% seca a 105 °C por 2h em diferentes concentrações.

#### **3.4.4 Carbono solúvel**

O carbono solúvel do solo foi determinado seguindo metodologia de DAVIDSON et al. (1987). Em tubos de ensaio 18 x 180 mm, pesou-se 1,0 g de TFSA, adicionaram-se 5 mL de água deionizada, onde os tubos foram agitados levemente e vedados com filme plástico. As amostras foram submetidas à banho-maria em ebulição por 30 min, e após isso, foram retirados 2 mL do sobrenadante para centrifugação 6.800 rpm por 10 min. A determinação foi feita retirando-se uma alíquota de 0,3 mol L<sup>-1</sup> do centrifugado, onde adicionaram-se 3 mL da solução de antrona (em 47,5 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado + 3,7 mL de água, dissolveu-se 0,1 g de antrona, agitou-se e deixou-se em repouso por 1 hora, para uso imediato). As amostras foram agitadas vigorosamente e incubadas novamente em banho-maria em ebulição por 10 min. Após isso, as amostras foram utilizadas para leitura em espectrofotômetro com comprimento de onda correspondente a 607nm. Para os cálculos, uma curva padrão foi efetuada com solução de sacarose 7% seca a 105 °C por 2h em diferentes concentrações.

#### **3.4.5 Carboidratos totais**

O teor de carboidratos totais no solo foi determinado através do método descrito por ANGERS & MEHUYS (1989). Pesou-se 1g de terra fina seca ao ar (TFSA) em tubo de ensaio 18 x 180 mm e acrescentaram-se 10 mL da solução H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 1,5 mol L<sup>-1</sup>, tampando-se com papel alumínio. Após incubação por 24 horas a 80 °C, filtrou-se o conteúdo ainda quente em papel de filtro chupão previamente lavado três vezes com 5 mL de água deionizada quente, lavando-se, também, o resíduo de solo do tubo de ensaio com 10 mL de água deionizada quente. Ajustou-se o volume do filtrado para 100 mL com água deionizada, do qual pipetaram-se 2 mL em tubo de ensaio 18 x 180mm e acrescentaram-se rapidamente, com auxílio de uma bureta, 5 mL da solução de antrona (em 50 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado, dissolveu-se 0,1 g de antrona, agitou-se e deixou-se em repouso por 1 hora, para uso imediato). De imediato, agitou-se o conteúdo vigorosamente e após repouso por 15 minutos fez-se a leitura de absorbância

em espectrofotômetro no comprimento de onda de 607 nm antes de completar 30 minutos. Os cálculos foram efetuados com base numa curva padrão com solução de glicose 0,11 g L<sup>-1</sup> (glicose monohidratada).

### **3.4.6 Ácidos húmicos e fúlvicos**

O carbono dos ácidos húmicos e fúlvicos foi determinado de acordo com metodologia de extração proposta por BENITES et al. (2003). Pesaram-se 7,0 g de TFSA em tubos de centrífuga, onde foram adicionados 20 mL de NaOH 0,5 mol L<sup>-1</sup>. Após um período de repouso de 24 h, as amostras foram centrifugadas a uma velocidade de 10.000 rpm por 30 min, o sobrenadante foi reservado e o precipitado ressuspendido com mais 20 mL de NaOH 0,5 mol L<sup>-1</sup>, e após o período de repouso de 1 h, centrifugou-se novamente a 10.000 rpm por 30 min. O sobrenadante foi juntado com o reservado e o precipitado restante no tubo, a fração húmica, foi descartada por não ser utilizada na análise.

Para separação das demais frações, acidificou-se H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado até pH 1,0-2,0 e manteve-se as amostras em repouso por 30 min. Novamente, as amostras foram centrifugadas a 10.000 rpm por 30 min, e o sobrenadante, o ácido fúlvico (colorido) foi reservado em proveta tendo seu volume completado para 50 mL; o precipitado, o ácido húmico, foi dissolvido em 10 mL de NaOH 0,5 mol L<sup>-1</sup> e teve seu volume completado para 50 mL. As soluções foram armazenadas em câmara fria a 7°C. A determinação do carbono dos ácidos fúlvico e húmico foi feita de acordo com proposta de Sims e Haby (1972) descrita anteriormente para carbono orgânico total, utilizando-se 20 mL de extrato.

### **3.4.7 Taxa de humificação e Grau de humificação**

Foram calculados pelas relações a seguir (Ciavatta et al., 1990)

$$\text{TH (\%)} = 100 (C_{\text{AH} + \text{AF}}/\text{COT}) \qquad \text{GH (\%)} = 100 (C_{\text{AH} + \text{AF}}/\text{CS})$$

Onde,

TH: Taxa de humificação

GH: Grau de humificação

C<sub>AH</sub>: Carbono da fração ácido húmico

C<sub>AF</sub>: Carbono da fração ácido fúlvico

COT: Carbono orgânico total

CS: Carbono solúvel

### **3.4.8 pH do solo**

O método para determinação do pH proposto por VAN RAIJ et al. (1987) foi executado da seguinte forma: foi utilizado 10 mL de solo seco em erlenmeyer de 125 mL. Foram adicionados 25 mL da solução de cloreto de cálcio (CaCl<sub>2</sub>) 0,01 mol L<sup>-1</sup>. As amostras foram mantidas em repouso por 15 min. para serem umedecidas, e foram posteriormente, submetidas a agitação horizontal vigorosa por cinco minutos. Após isso, as amostras foram colocadas em repouso por 30 min., visando a precipitação da suspensão do solo. Em seguida, foi feita leitura do pH em pHmetro, evitando-se a mínima agitação possível da solução.

### **3.4.9 Capacidade de retenção de água do solo**

A capacidade de retenção de umidade do solo foi realizada, pesando-se o recipiente para determinação da capacidade de retenção (Peso1), colocando-se TFSA peneirada (2,0 mm) neste recipiente e pesando-se novamente o mesmo (Peso 2). O recipiente foi imerso em um frasco contendo água de modo a alcançar metade da sua altura. Deixou-se umedecer o solo do recipiente, aguardando até ser observada umidade na superfície. Retirou-se o recipiente do frasco com água e colocou-se sobre papel absorvente para escorrer a água por 24 horas, tampando o recipiente com papel alumínio para evitar a evaporação da água. Após as 24 horas, foi pesado o recipiente sem o papel alumínio (Peso 3). O quanto de água que o solo reteve foi determinado através da subtração do Peso 3 menos o Peso 2.

### **3.4.10 Atributos químicos do solo**

De acordo com metodologia de VAN RAIJ & QUAGGIO (1983), atributos químicos do solo foram determinados no Departamento de Solos e Adubos da Universidade Estadual Paulista - UNESP/ Campus de Jaboticabal/SP.

## 4. RESULTADOS

### 4.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo

O teor de água do solo foi maior no período do verão que no inverno e diminuiu significativamente ( $P < 0,05$ ), nos dois períodos, nesta ordem: floresta > pastagem = cultura anual (Figura 6, Tabelas 5 e 6) (página 96). Durante o inverno, maior ( $P < 0,05$ ) teor de água foi observado na camada 0-10 cm do solo sob floresta do que nas demais camadas, porém na cultura anual foi observado resultado contrário, isto é, menor teor de umidade na camada superficial comparada às demais camadas (Tabela 5). Nenhuma outra variação significativa foi observada no conteúdo de água com a profundidade do solo no verão.

No inverno, o solo sob floresta acumulou na camada 0-10 cm maior ( $P < 0,05$ ) conteúdo de carbono orgânico total, quando comparado ao de pastagem e cultura anual (Figura 7A, Tabela 7) (página 97), com reduções de 36 e 53%, respectivamente. Foi verificado que, nos solos de floresta e pastagem, o conteúdo de carbono orgânico total diminuiu de 0-10 > 10-20 = 20-40 cm e 0-10 > 10-20 > 20-40 cm respectivamente. Porém, no solo sob cultura anual, não houve variação no teor de carbono orgânico total ( $P > 0,05$ ) com a profundidade do solo (Figura 7A, Tabela 7).

No verão, os teores de carbono orgânico total na camada 0-10 cm nos solos de floresta e pastagem foram semelhantes entre si e reduziram-se ( $P > 0,05$ ) de 39% no solo sob cultura anual (Figura 7B, Tabela 8) (página 97). Nenhuma diferença no teor de carbono orgânico total foi observada entre os ecossistemas nas demais camadas do solo. Enquanto que no solo sob floresta, o teor de carbono orgânico total diminuiu ( $P > 0,05$ ) da primeira para as demais camadas do solo, no de pastagem somente a camada 0-10 foi diferente ( $P < 0,05$ ) da camada 20-40 cm (Tabela 8). Da mesma forma que no inverno, não foi observada diferença no teor de carbono orgânico total ( $P > 0,05$ ) durante o verão com a profundidade do solo (Figura 7B, Tabela 8).



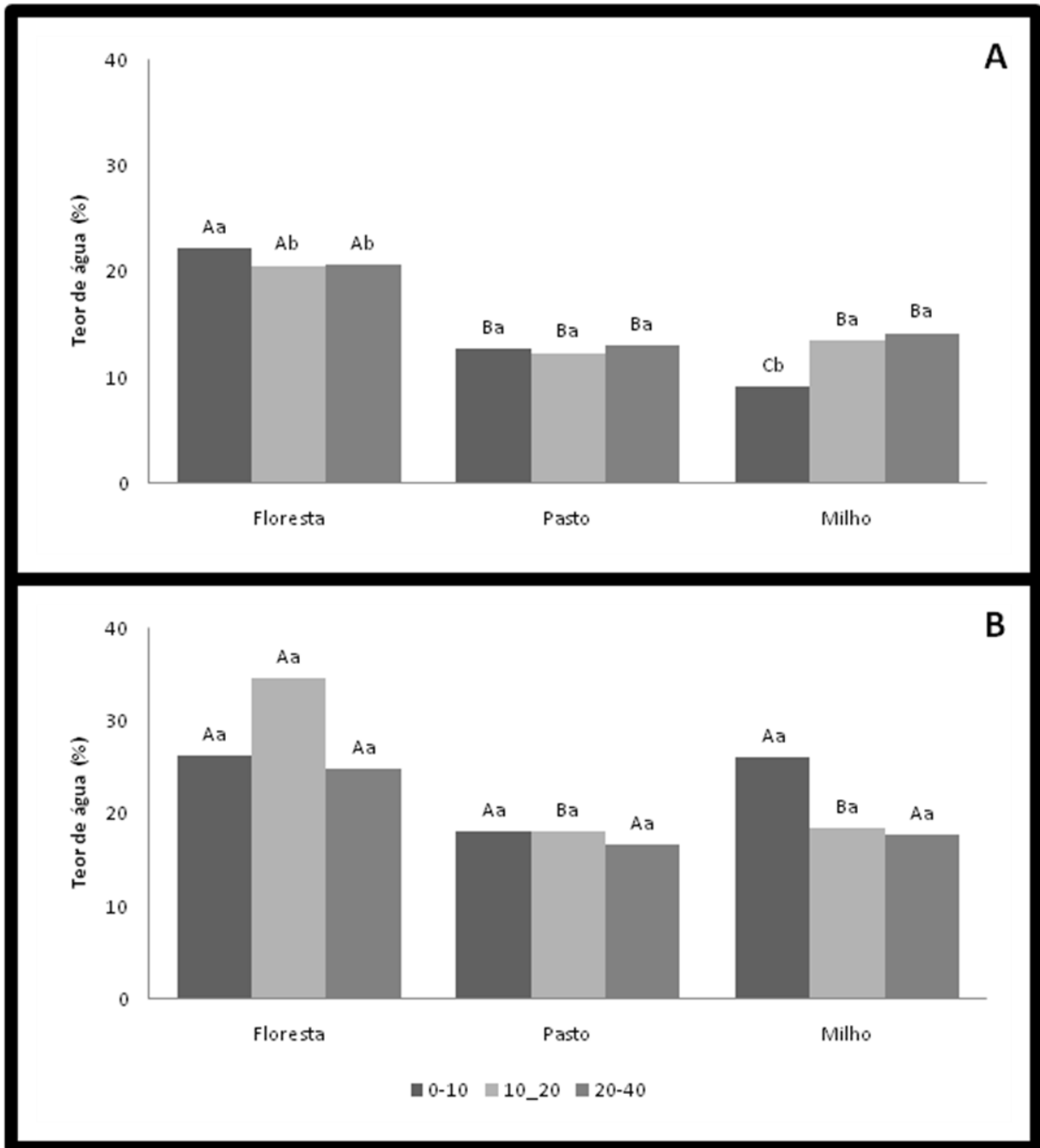


Figura 6. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de água do solo no inverno (A) e verão (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

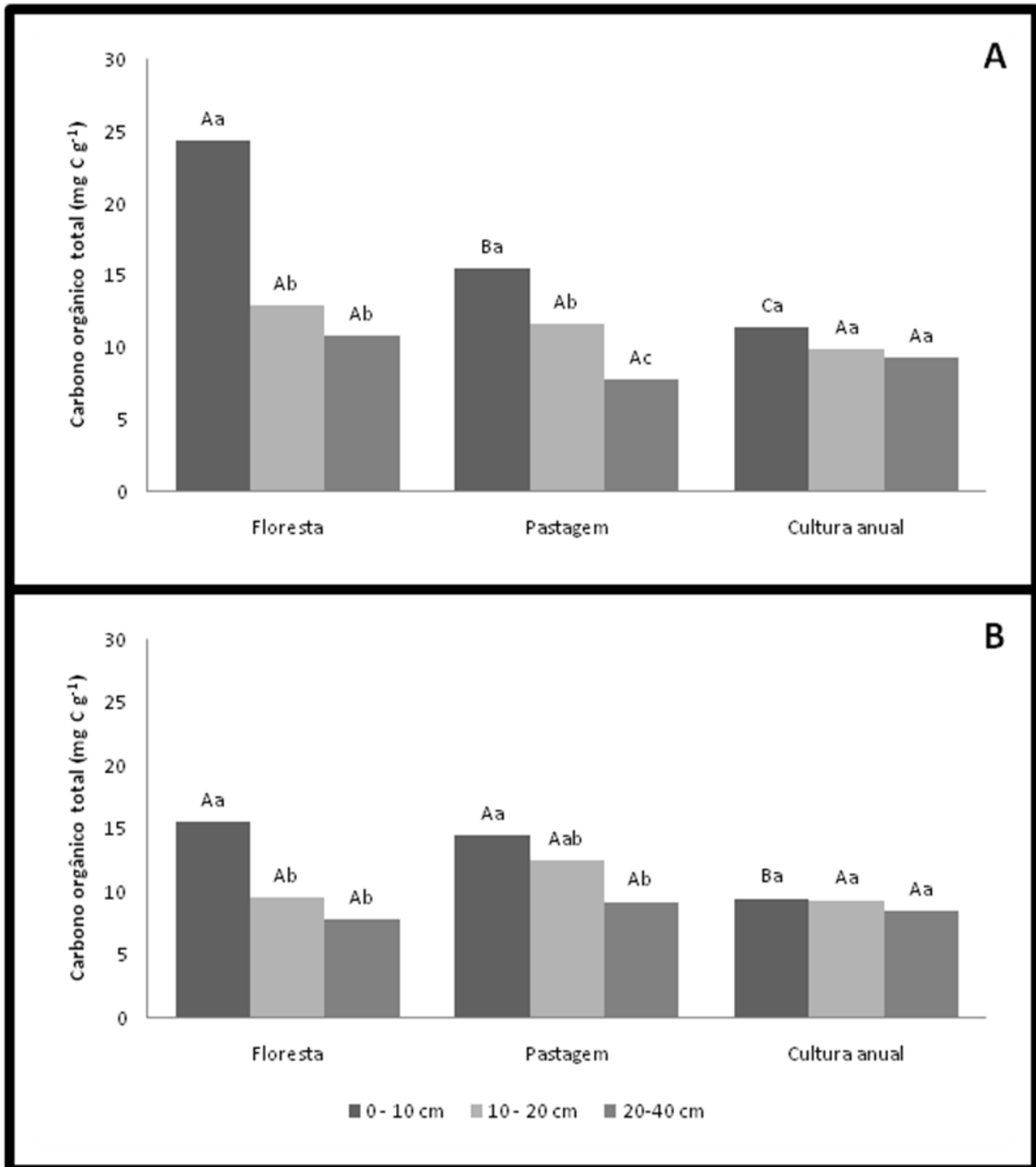


Figura 7. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono orgânico total do solo no inverno (A) e verão (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

O teor de carbono solúvel também apresentou tendência diferente entre os períodos inverno e verão. No inverno, o teor de carbono solúvel diminuiu ( $P < 0,05$ ) nas camadas 0-10 e 10-20 cm de acordo com a ordem floresta > pastagem > cultura anual e floresta > pastagem = cultura anual, respectivamente (Figura 8A, Tabela 9) (página 98). A diminuição no solo sob floresta da camada superficial foi em média de 40 e 61% para solos sob pastagem e cultura anual. Efeito significativo da profundidade do solo foi constatado em todos os ecossistemas: no solo sob floresta diminuiu de 0-10 > 10-20 > 20-40 cm, na pastagem de 0-10 > 10-20 = 20-40 cm e no solo de cultura anual, a camada superficial com maior teor de carbono solúvel diferiu apenas da camada 20-40 cm (Figura 8A, Tabela 9).

No verão, o teor de carbono solúvel foi reduzido na ordem floresta = pastagem > cultura anual (Figura 8B, Tabela 10) (página 98). Essa redução foi em média de 74% nos solos de floresta ou pastagem para o de cultura anual. Efeito significativo ( $P < 0,05$ ) da profundidade foi verificado dos solos de floresta e pastagem de acordo com as seguintes ordens 0-10 > 10-20 = 20-40 cm e 0-10 > 10-20 > 20-40 cm, respectivamente e no solo de cultura anual, não houve diferença ( $P > 0,05$ ) no teor de carbono solúvel entre camadas (Figura 8B, Tabela 10).

A relação carbono orgânico total/carbono solúvel (calculada pelos dados das tabelas 5, 6, 7, 8) variou de 0,27 a 0,76 no inverno e 0,23 a 0,65 no verão, sendo que os maiores valores foram encontrados na superfície do solo e diminuíram com a profundidade.

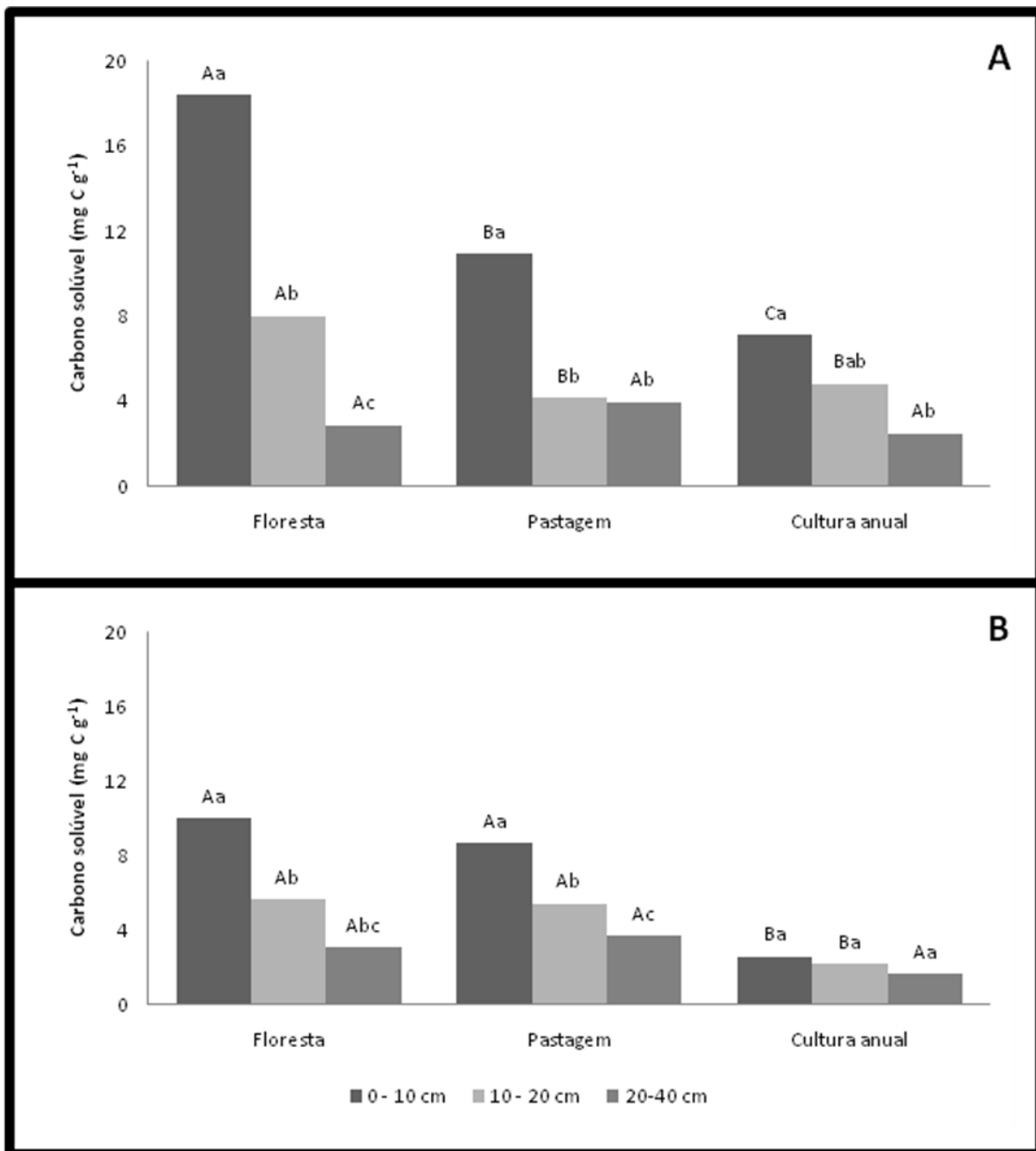


Figura 8. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono solúvel do solo no inverno (A) e verão (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

A interação entre ecossistemas e profundidades do solo, tanto no verão como no inverno, não foi significativa na avaliação do carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) (Tabelas 11 e 12) (página 99). Por isso, o efeito dos diferentes ecossistemas e profundidades do solo foi avaliado de forma independente. No inverno, os teores de CBM variaram de 153 a 694  $\mu\text{g C g}^{-1}$  solo, sendo 37 e 36% maiores nos solos sob floresta e pastagem, respectivamente, do que o do solo sob cultura anual, porém nenhuma diferença significativa ( $P>0,05$ ) foi observada (Figura 9A, Tabela 11). O conteúdo de carbono da biomassa microbiana decresceu ( $P<0,05$ ) 34 a 84% da camada 0-10 cm para as camadas 10-20 e 20-40 cm, respectivamente (Figura 9B, Tabela 11).

O teor de CBM carbono da biomassa microbiana variou de 85-367  $\mu\text{g C g}^{-1}$  solo no verão, e os solos sob floresta e pastagem apresentaram teores 32 e 30% superiores, respectivamente ( $P<0,05$ ) ao de cultura anual (Figura 10A, Tabela 12). O conteúdo de CBM carbono da biomassa microbiana não variou significativamente ( $P>0,05$ ) com a profundidade do solo (Figura 10B, Tabela 12).

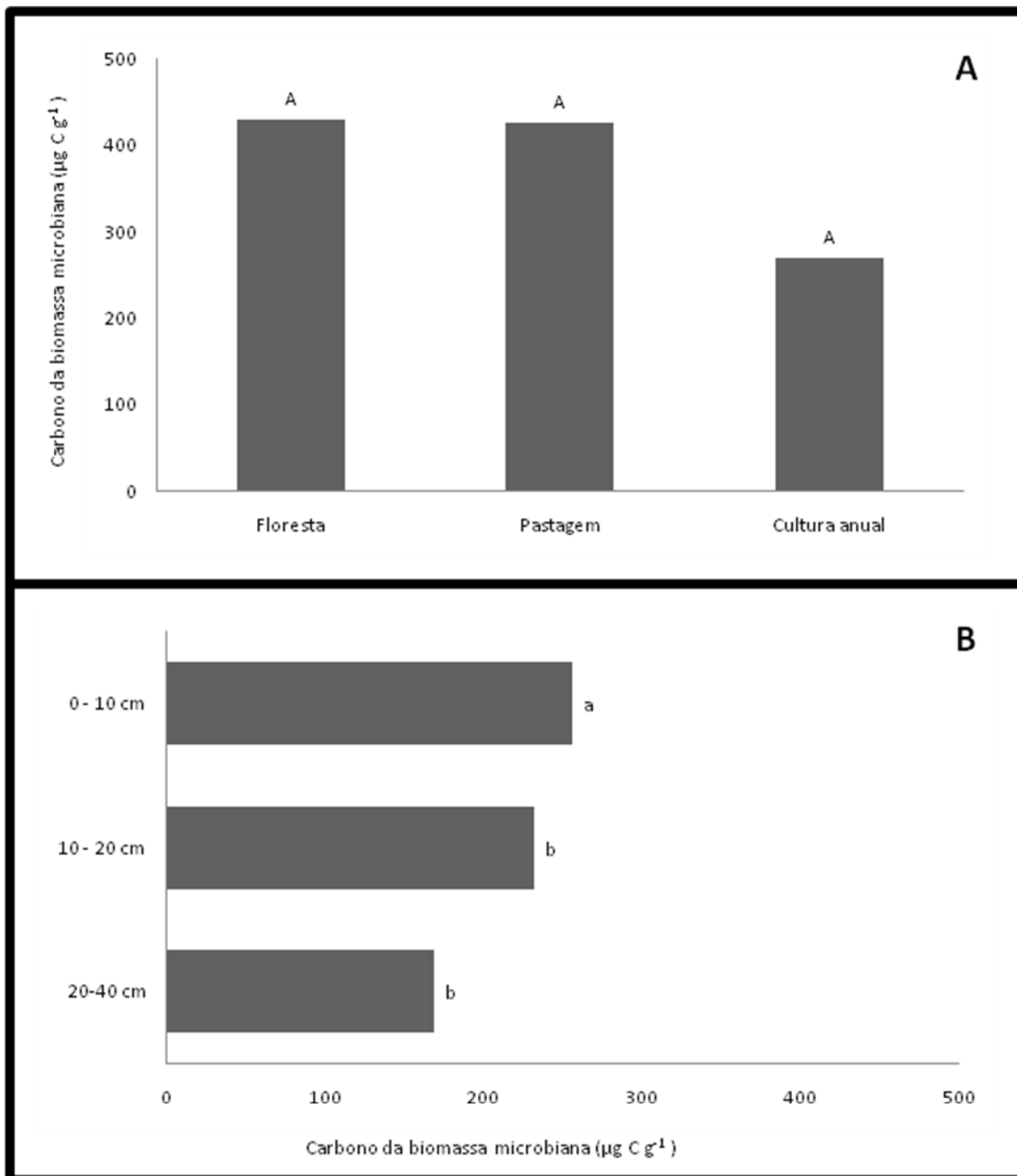


Figura 9. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) no teor de carbono da biomassa microbiana do solo no inverno. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

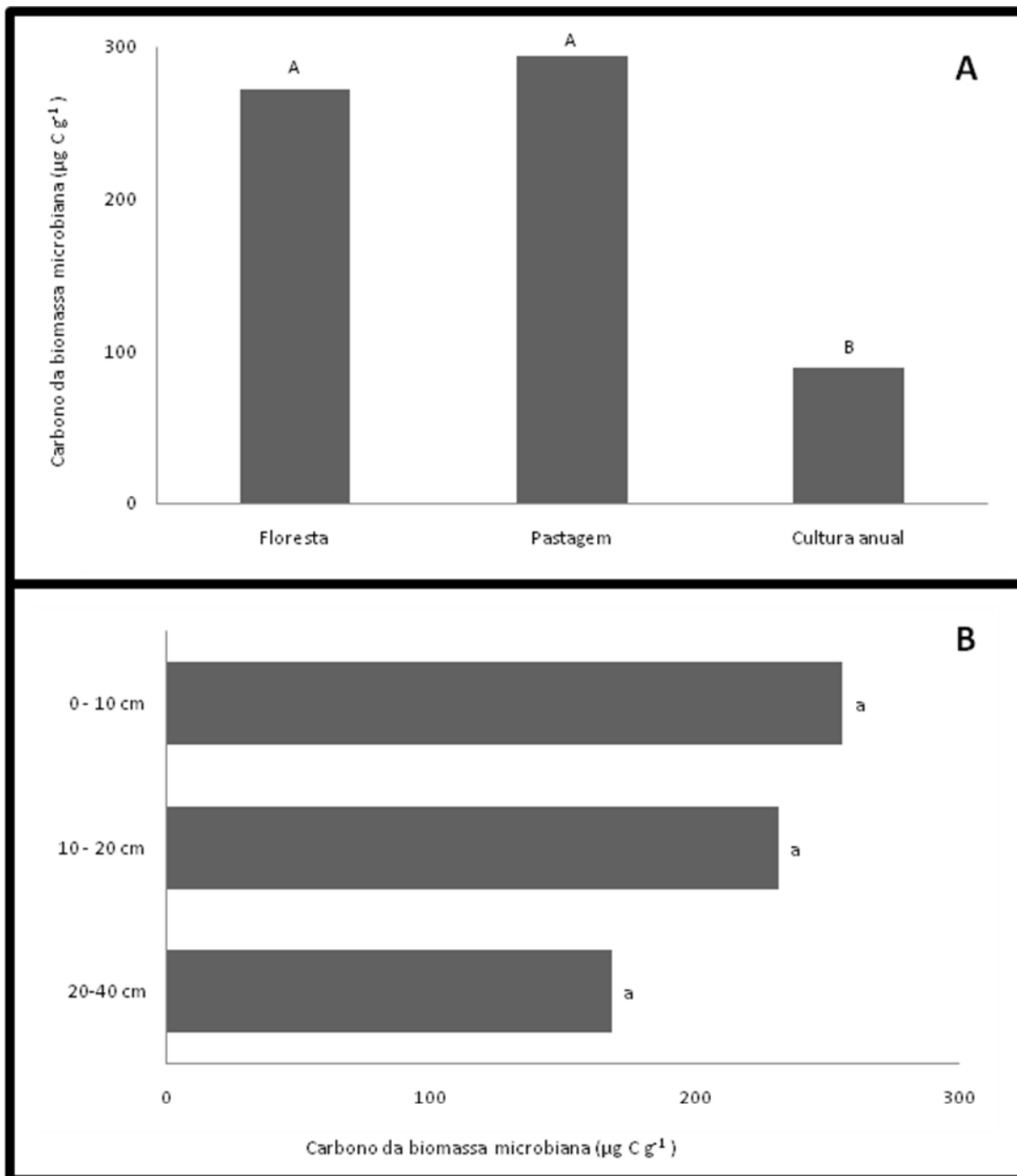


Figura 10. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) no teor de carbono da biomassa microbiana do solo no verão. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

A atividade respiratória microbiana apresentou a mesma tendência nos períodos de inverno e verão, tendo sido detectada na camada superficial maior produção de CO<sub>2</sub> no solo sob pastagem que nos solos sob floresta e cultura anual ( $P < 0,05$ ) (Figuras 11 e 12, Tabelas 13 e 14) (página 100). No inverno, a atividade respiratória variou de 42 a 258 mg CO<sub>2</sub> liberado 100g<sup>-1</sup> solo, e nenhuma diferença ( $P > 0,05$ ) entre ecossistemas foi detectada nas camadas 10-20 e 20-40 cm (Figura 11, Tabela 13). O solo sob floresta apresentou a seguinte variação na atividade respiratória 0-10 > 10-20 = 20-40 cm, e o de pastagem foi 0-10 > 10-20 > 20-40 cm (Figura 11, Tabela 13).

A atividade respiratória variou no verão de 42 a 201 mg CO<sub>2</sub> liberado 100g<sup>-1</sup> solo e diminuiu na seguinte ordem pastagem > floresta = cultura anual nas camadas 10-20 e 20-40 cm (Figura 12, Tabela 14). No solo sob floresta a produção de CO<sub>2</sub> decresceu ( $P < 0,05$ ) de 0-10 > 10-20 = 20-40 cm, no de pastagem de 0-10 > 10-20 > 20-40 cm e no de cultura anual da camada 0-10 cm para a de 20-40 cm (Figura 12, Tabela 14).

Da mesma forma que para CBM, os resultados da nitrificação potencial (NP) observados nos ecossistemas durante o inverno foram avaliados separadamente dos da profundidade do solo. Aumento significativo da nitrificação potencial de 17 e 12% foi verificado nos solos de floresta e de pastagem, respectivamente, quando comparados com o solo sob cultura anual (Figura 13A, Tabela 15) (página 101). A nitrificação potencial decresceu ( $P < 0,05$ ) da camada 0-10 cm para a de 10-20 e 20-40 cm, de 13 a 27%, respectivamente, porém esse decréscimo não foi significativo ( $P > 0,05$ ) entre as camadas 10-20 e 20-40 cm (Figura 13B, Tabela 15).



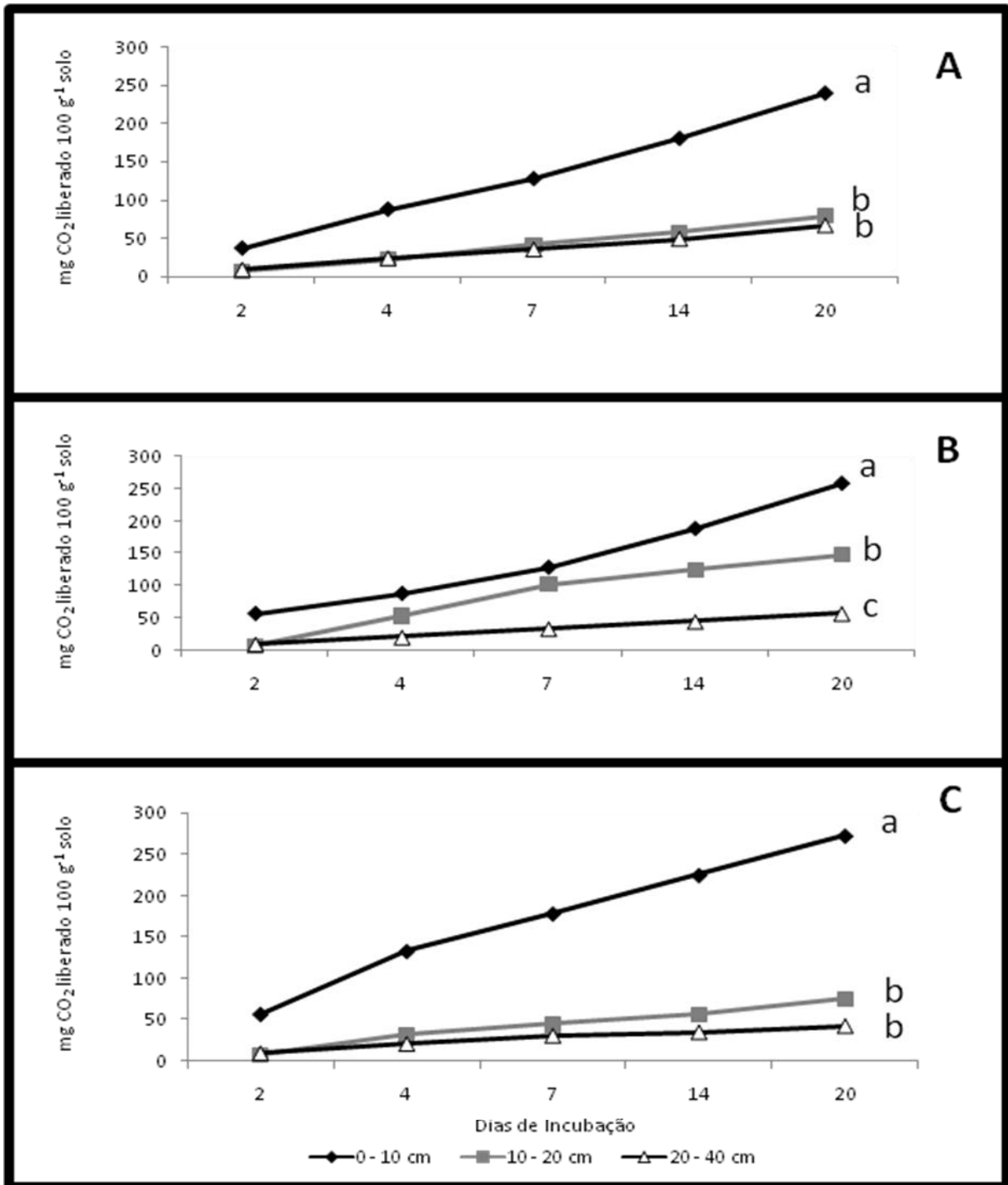


Figura 11. Efeito dos ecossistemas de floresta (A), pastagem (B) e cultura anual (C) e profundidades do solo na atividade respiratória microbiana do solo no inverno. Linhas seguidas de mesma letras (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

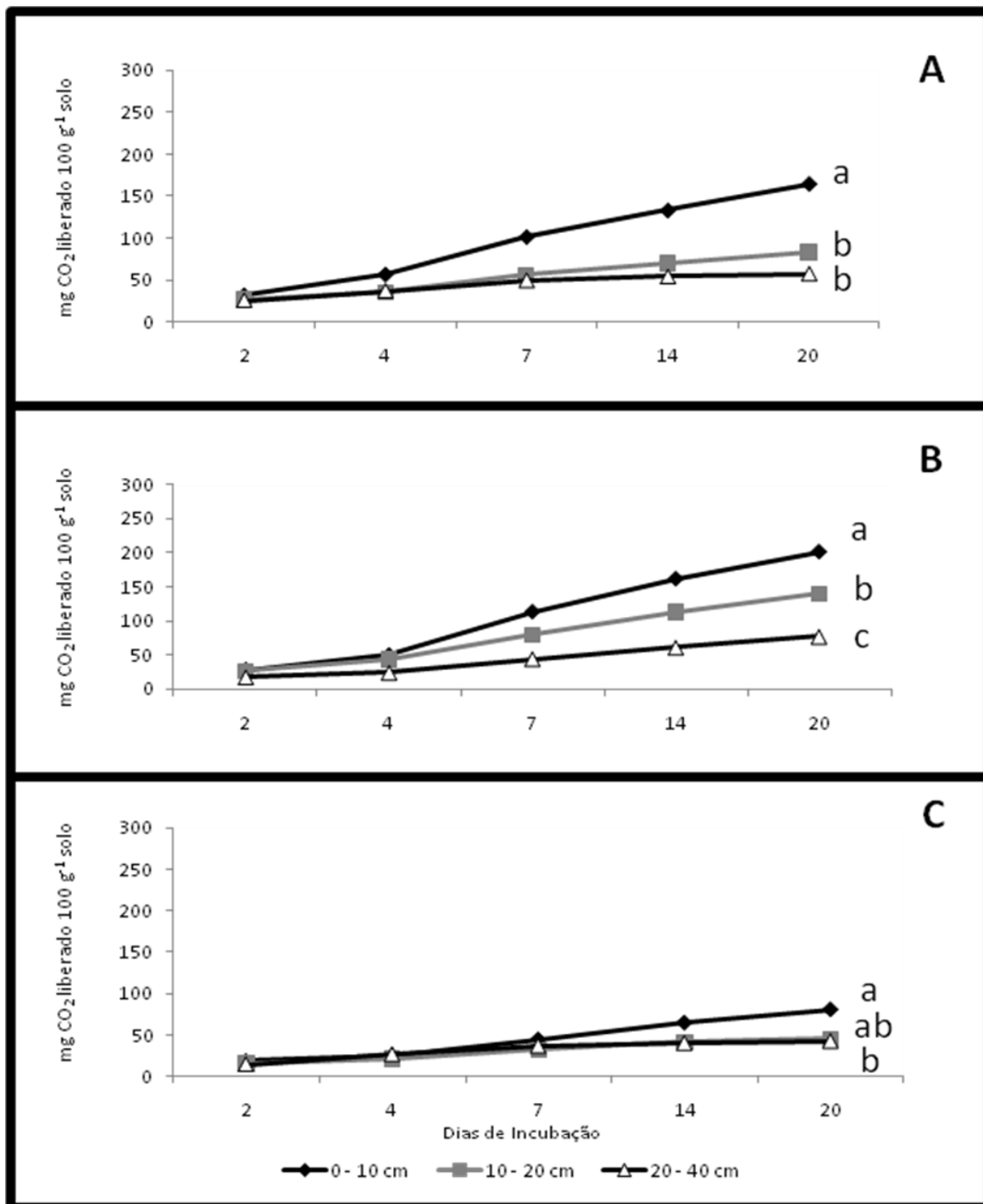


Figura 12. Efeito dos ecossistemas de floresta (A), pastagem (B) e cultura anual (C) e profundidades do solo na atividade respiratória microbiana do solo no verão. Linhas seguidas de mesma letra (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

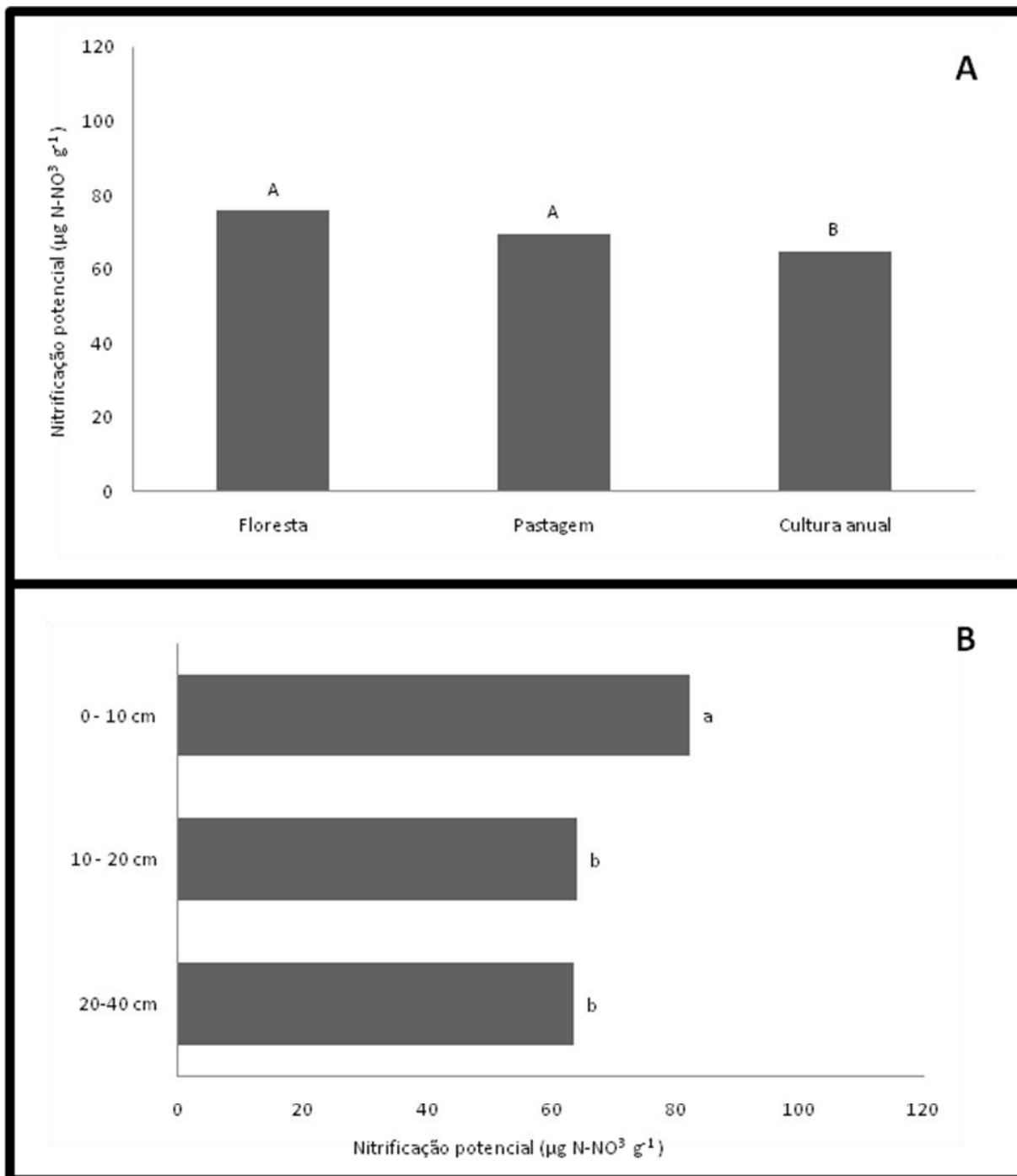


Figura 13. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) na nitrificação potencial do solo no inverno. Colunas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

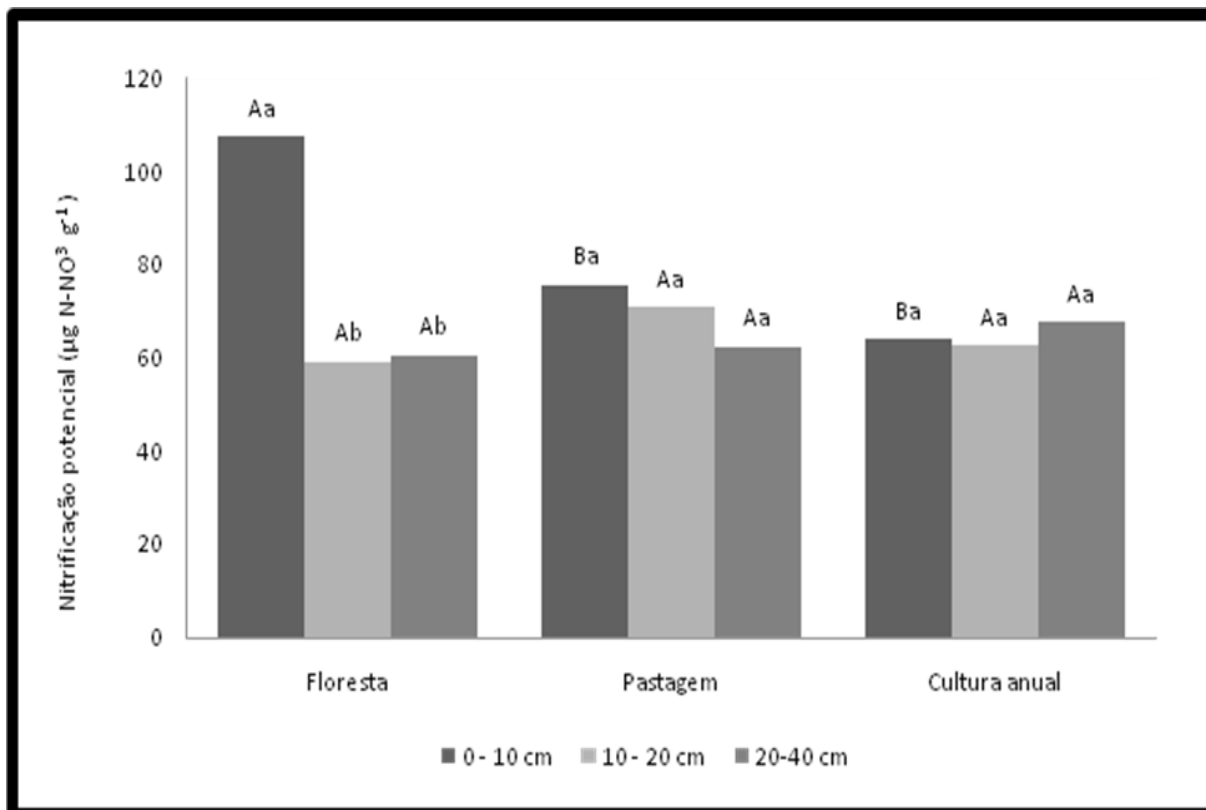


Figura 14. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo na nitrificação potencial do solo no verão. Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

No verão, foi detectada diminuição de 29 e 40% da nitrificação potencial na camada 0-10 cm dos solos de pastagem e cultura anual quando comparada com solo de floresta (Figura 14, Tabela 16) (página 102). A nitrificação potencial diferenciou-se entre camadas do solo de floresta de acordo com a ordem 0-10>10-20=20-40 cm, porém nenhuma diferença foi detectada ( $P>0,05$ ) entre camadas dos solos de pastagem e cultura anual (Figura 14, Tabela 16).

Não foi encontrada interação dos resultados dos teores de ácido húmico observados no inverno entre ecossistemas e profundidade do solo. O teor de ácido húmico variou de 1 a 3 mg C g<sup>-1</sup> solo e foi significativamente maior ( $P<0,05$ ) no solo de floresta em relação aos solos de pastagem e cultura anual, com reduções de 28 e 32% respectivamente (Figura 15A, Tabela 17) (página 102). Os teores de ácido húmico

reduziram-se ( $P < 0,05$ ) de 20 e 33% nas camadas 10-20 e 20-40 cm respectivamente em relação à camada superficial do solo (Figura 15B, Tabela 17).

Menor variação do teor de ácido húmico, de 1 a 2 mg C g<sup>-1</sup> solo, no verão do que no inverno. O teor de ácido húmico diminuiu somente ( $P < 0,05$ ) na camada superficial do solo de 31 e 37% de acordo com a ordem floresta > pastagem = cultura anual (Figura 16, Tabela 18) (página 103). Não foram detectadas diferenças ( $P > 0,05$ ) no teor de ácido húmico entre os ecossistemas nas demais camadas do solo. Apenas no solo de floresta ( $P < 0,05$ ) reduções de 37 e 50% foram observadas segundo a ordem 0-10 > 10-20 = 20-40 cm para as camadas 10-20 e 20-40 cm, respectivamente (Figura 16, Tabela 18).

O teor de ácido fúlvico variou no inverno de 0-1 mg C g<sup>-1</sup> solo e diminuiu de 21 e 8% dos solos de pastagem e cultura anual quando comparados com solo de floresta somente na camada superficial ( $P < 0,05$ ) como segue floresta > pastagem = cultura anual (Figura 17A, Tabela 19) (página 103). Decréscimos ( $P > 0,05$ ) com a profundidade do solo foram observados 0-10 > 10-20 > 20-40 cm e 0-10 > 10-20 = 20-40 cm para floresta e pastagem respectivamente, não havendo diferença no solo sob cultura anual (Figura 17A, Tabela 19).

O teor de ácido fúlvico no verão variou de 0 a 2 mg C g<sup>-1</sup> solo e foi reduzido de 31% ( $P < 0,05$ ) somente na camada superficial do solo de pastagem para o de floresta, porém não foi encontrada diferença significativa entre o solo sob cultura anual e os demais. (Figura 17B, Tabela 20) (página 104). A variação no teor de ácido fúlvico com a profundidade do solo foi significativa ( $P < 0,05$ ) somente no solo de floresta com 0-10 = 10-20 > 20-40 cm (Figura 17B, Tabela 20).

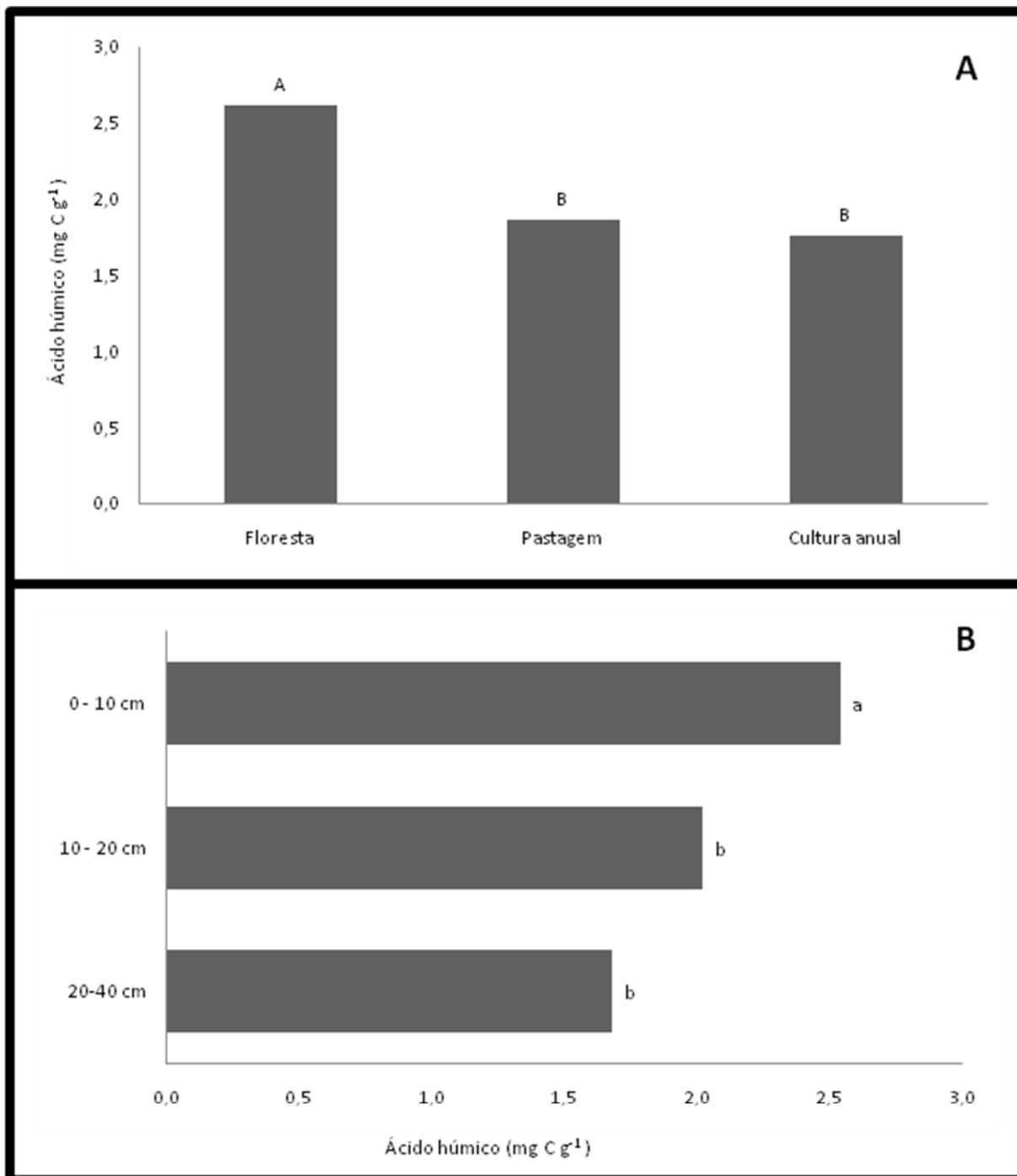


Figura 15. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) no teor de carbono da fração ácido húmico do solo no inverno. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

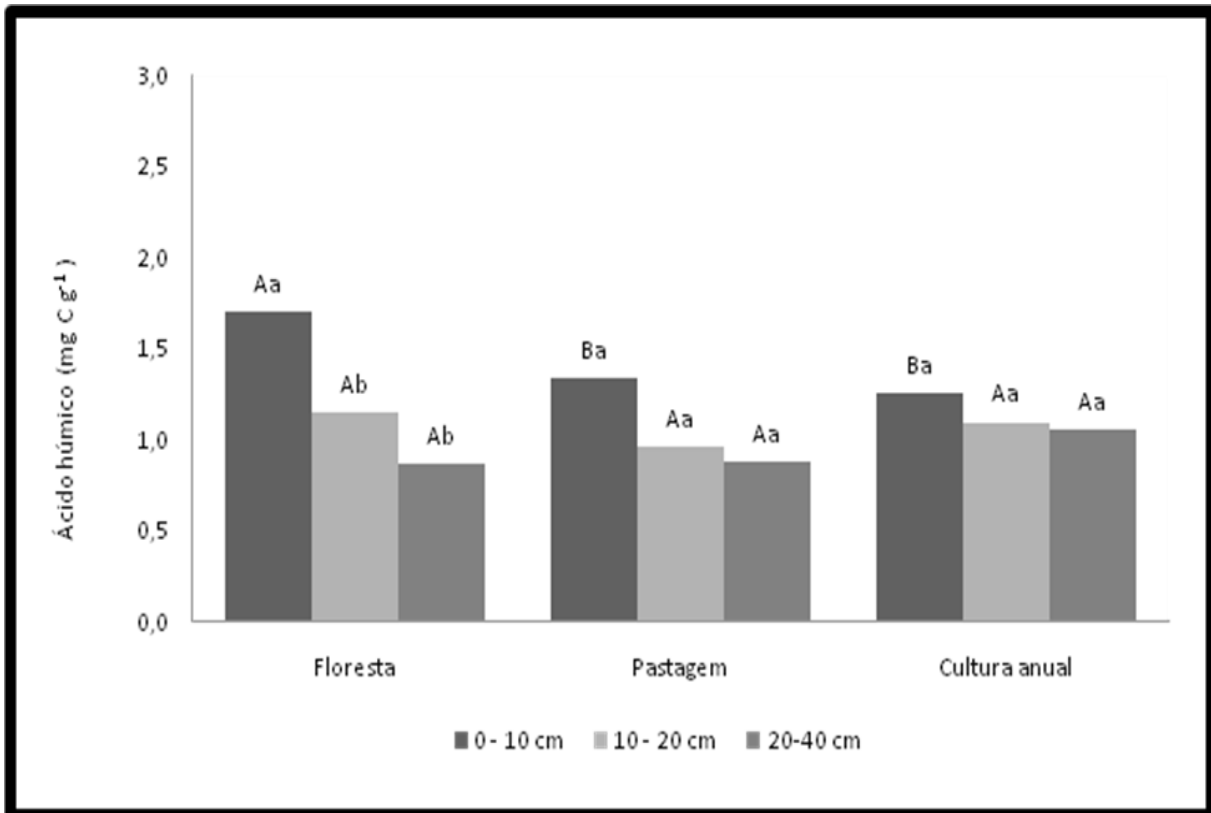


Figura 16. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da fração ácido húmico no verão. Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

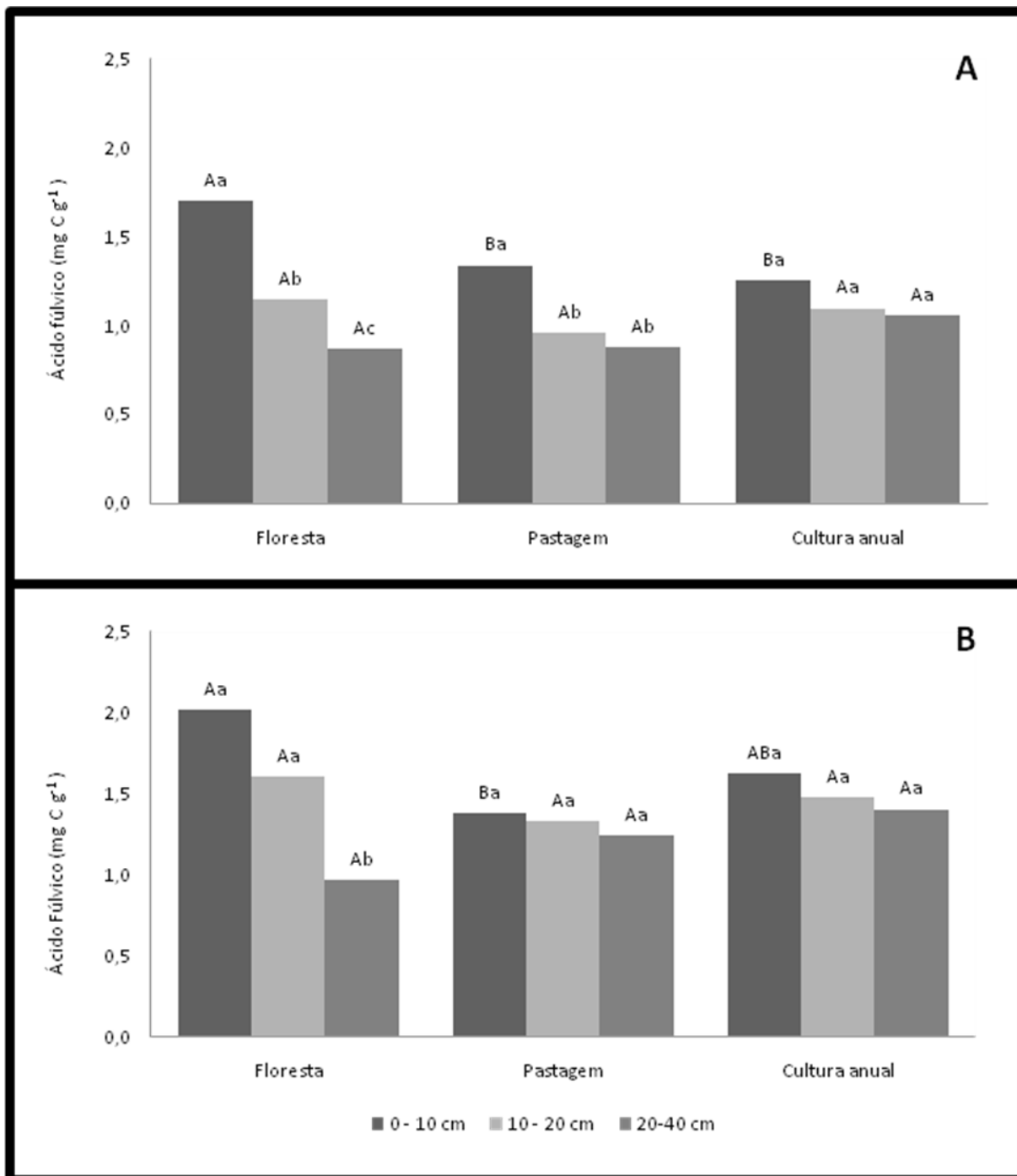


Figura 17. Efeito de diferentes ecossistemas e profundidades do solo no teor de carbono da fração ácido fúlvico do solo no inverno (A) e verão (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras maiúsculas (ecossistemas) e minúsculas (profundidades dentro de cada ecossistema) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).



Não se constatou interação dos fatores ecossistemas x profundidade do solo quando a taxa e o grau de humificação do solo foram avaliados. O solo sob cultura anual apresentou taxa de humificação superior aos solos sob floresta e pastagem, porém, no inverno, essa diferença não foi significativa ( $P > 0,05$ ) (Figura 18A, Tabela 21) (página 104). No verão, diferença significativa na taxa de humificação foi observada de acordo com a ordem floresta=pastagem<cultura anual (Figura 19A, Tabela 22) (página 104). A taxa de humificação aumentou com a profundidade do solo, sendo que no inverno esse gradiente consistiu em 0-10<10-20<20-40 cm (Figura 18B, Tabela 21) e no verão de 0-10<10-20=20-40 cm (Figura 19B, Tabela 22).

No inverno o grau de humificação não apresentou diferença ( $P > 0,05$ ) entre ecossistemas (Figura 20A, Tabela 23) (página 105), mas no verão variou ( $P > 0,05$ ) com floresta=cultura anual>pastagem (Figura 21A, Tabela 24). Enquanto o grau de humificação aumentou significativamente com a profundidade do solo no inverno na seguinte ordem 0-10<10-20=20-40 cm (Figura 20B, Tabela 23), no verão não houve diferença ( $P > 0,05$ ) entre profundidades do solo (Figura 21B, Tabela 24) (página 105).

Os teores de carbono orgânico total, carbono solúvel, carbono da biomassa microbiana, nitrificação potencial e atividade respiratória apresentaram correlação significativa e positiva com as frações dos ácidos húmico e fúlvico (Tabela 25) (página 106). A taxa e grau de humificação apresentaram correlação significativa e negativa com os demais atributos (Tabela 25).

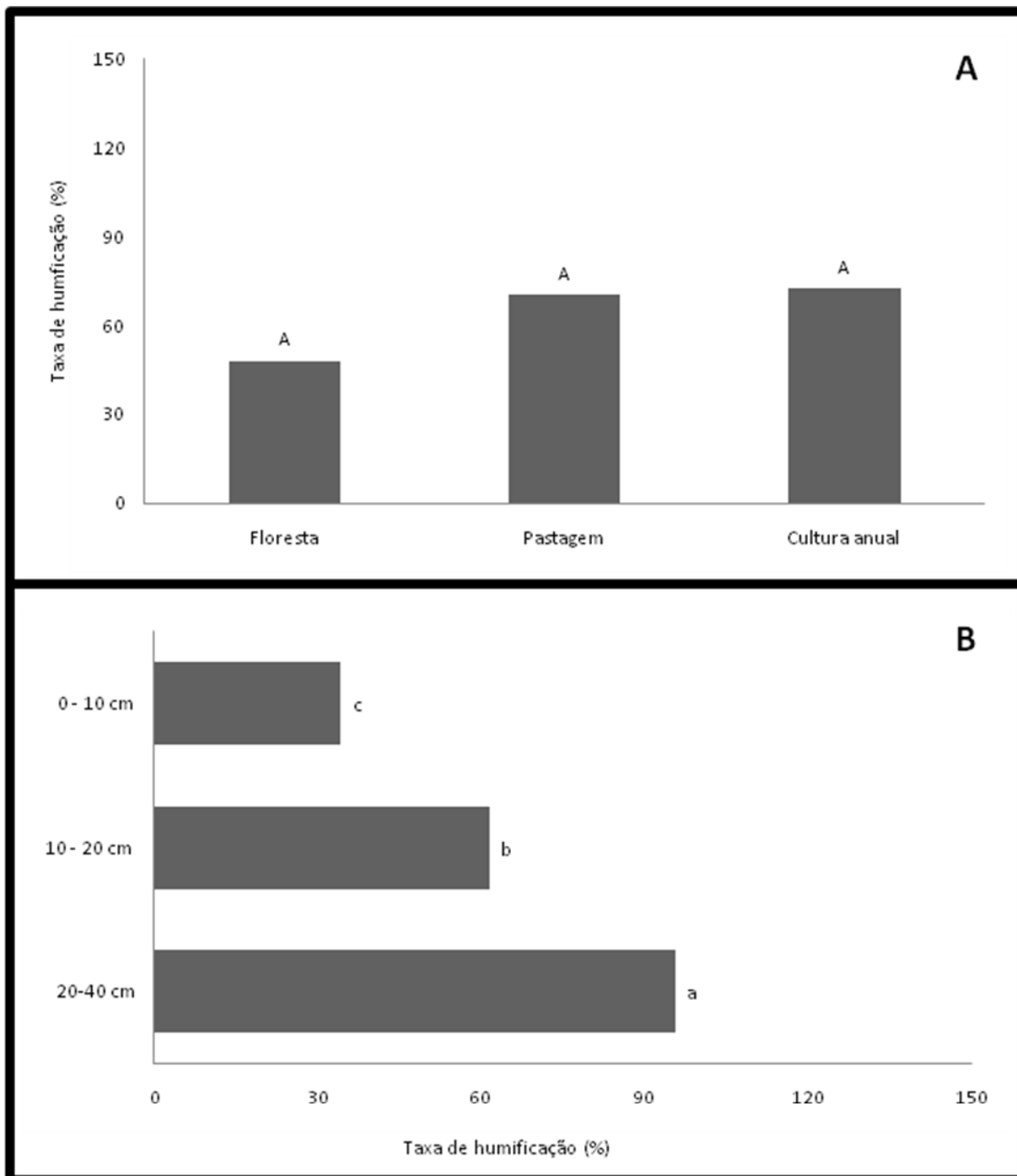


Figura 18. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) na taxa de humificação do solo no inverno. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

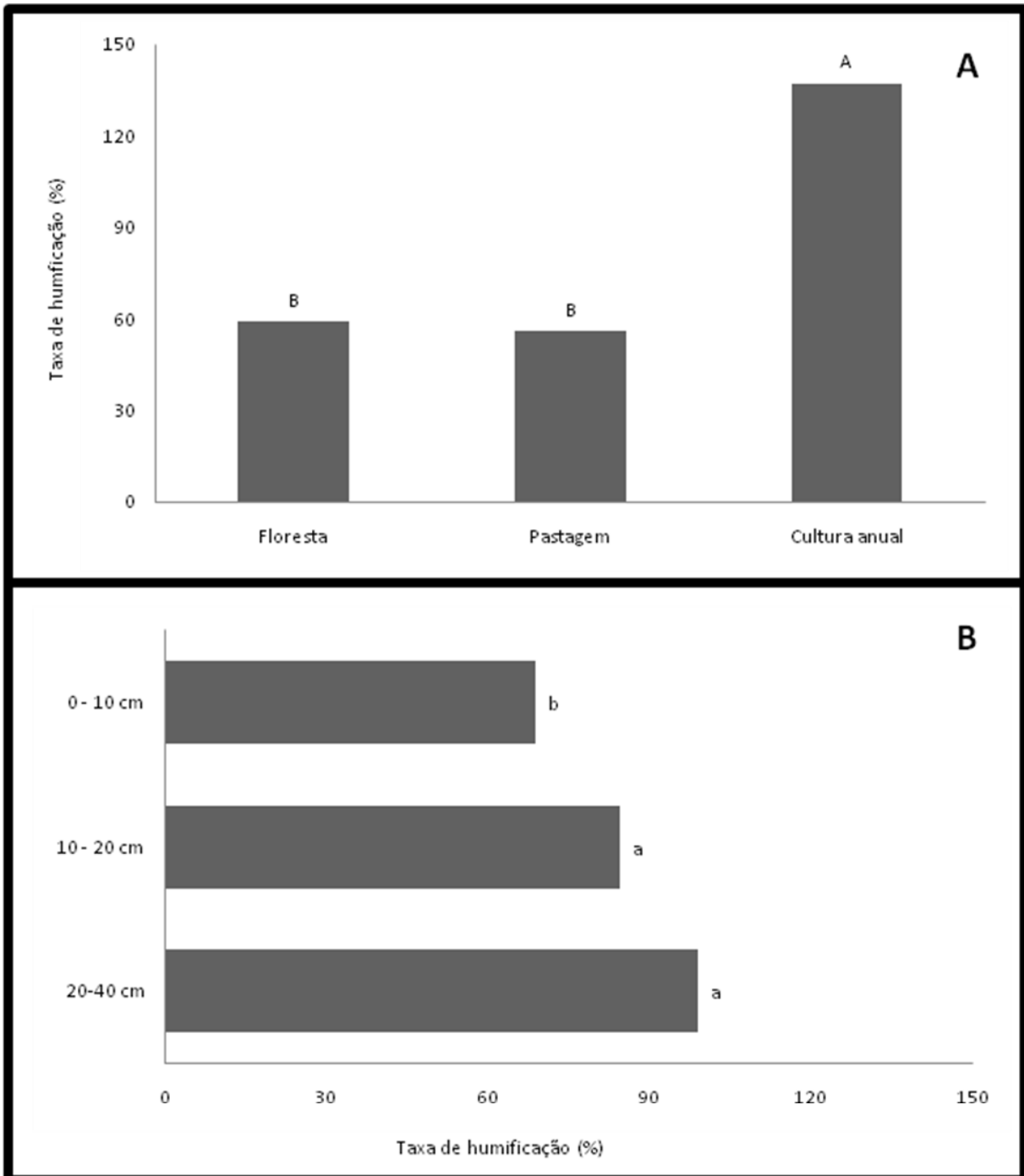


Figura 19. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) na taxa de humificação do solo no verão. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

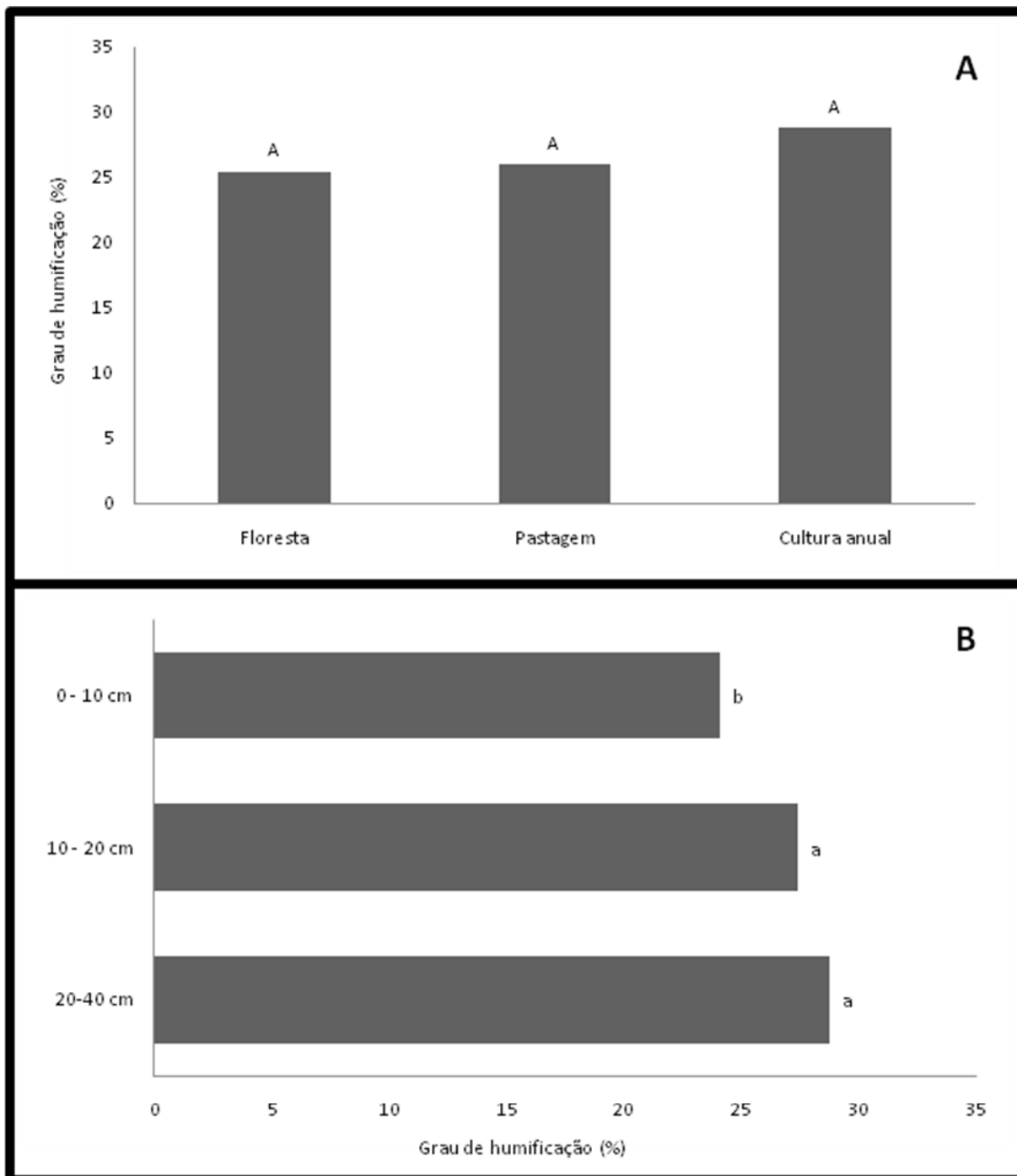


Figura 20. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) no grau de humificação do solo no inverno. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

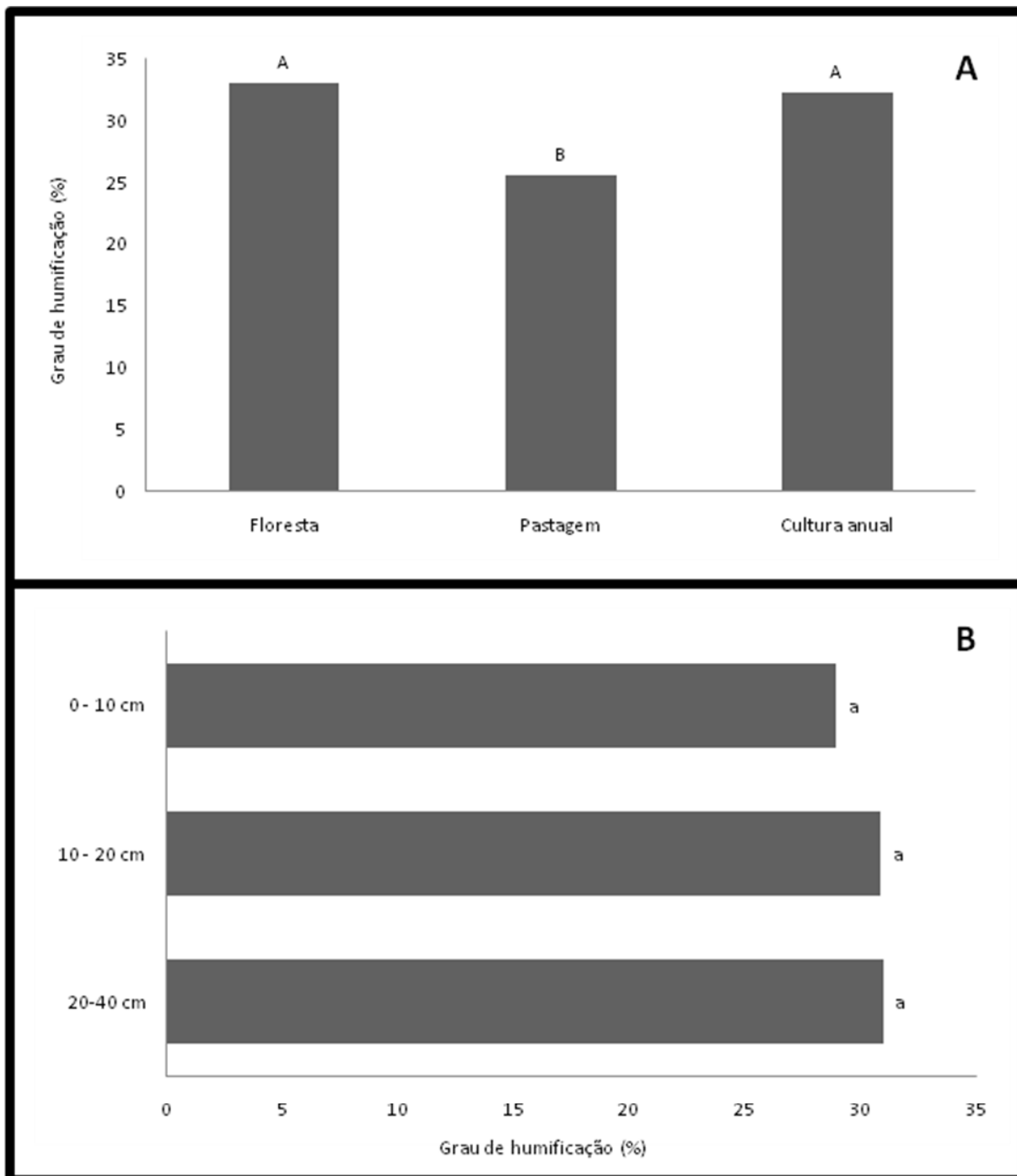


Figura 21. Efeito de diferentes ecossistemas (A) e profundidades do solo (B) no grau de humificação do solo no verão. Colunas seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

#### 4.2 Decomposição microbiana da soja

O teor de carbono orgânico total (COT) variou no solo LVef de 11,22-16,80 (Figura 22A, Tabela 26) e no LVd 4,92-8,58 mg C g<sup>-1</sup> (Figura 22B, Tabela 25) o que corresponde a uma diferença de 2,5 vezes em média entre os dois solos. Durante o período de incubação, o conteúdo de COT no solo LVef aumentou significativamente (P<0,05) 32% aos 50 dias em relação ao tempo zero e depois diminuiu (Tabela 26). Porém, no solo LVd houve decréscimo de 23 a 29% em média em relação ao tempo inicial durante todo o período (Tabela 27). A adição dos vegetais proporcionou significativo aumento no conteúdo de COT do solo LVd que variou de 22 a 33%, em média, em relação controle (sem adição do vegetal), mas não no solo LVef (Tabelas 26 e 27) (página 107). Influência da folha e do caule de soja foi observada no solo LVd e do caule no solo LVef sobre o conteúdo de COT que diferiram com o controle.

O teor de carbono solúvel (CS) também foi maior 2,0 vezes em média no solo LVef que no LVd, com variações de 1,48-5,32 (Figura 23A, Tabela 28) e 0,01-3,16 mg C g<sup>-1</sup> (Figura 23B, Tabela 29) respectivamente. Nos dois solos, os conteúdos de CS aumentaram após 50 dias de incubação, em média de 61% (LVd) e 147% (LVef) em relação ao período inicial e depois decresceram (Tabelas 28 e 29) (página 108). A adição da soja no solo proporcionou aumento significativo no conteúdo de CS que variou de 18 a 42% (LVef) e 248 a 308% (LVd) em relação ao solo controle (Tabelas 28e 29). Os maiores teores de CS foram encontrados no solo LVef com soja em profundidade em comparação à superficial e no solo LVd com caule em relação à folha.

Enquanto no solo LVef o teor de carboidratos totais variou de 509,77-1485,38 (Figura 24A, Tabela 30), no LVd variou de 83,62-554,11 µg C g<sup>-1</sup> (Figura 24B, Tabela 31) correspondendo a um aumento de 2,6 vezes. Também nos dois solos, os teores de carboidratos aumentaram significativamente após 50 dias de incubação e depois decresceram. Esses aumentos foram em média de 127% (LVef) e de 158% (LVd) quando comparados com o tempo zero (Tabelas 30 e 31) (página 109). Em geral, o conteúdo de carboidratos não aumentou em relação ao controle com a adição de soja no solo. Porém, após 100 dias de incubação (LVd) e até os 200 dias (LVef) foi constatado aumento do conteúdo de carboidratos em relação ao controle.

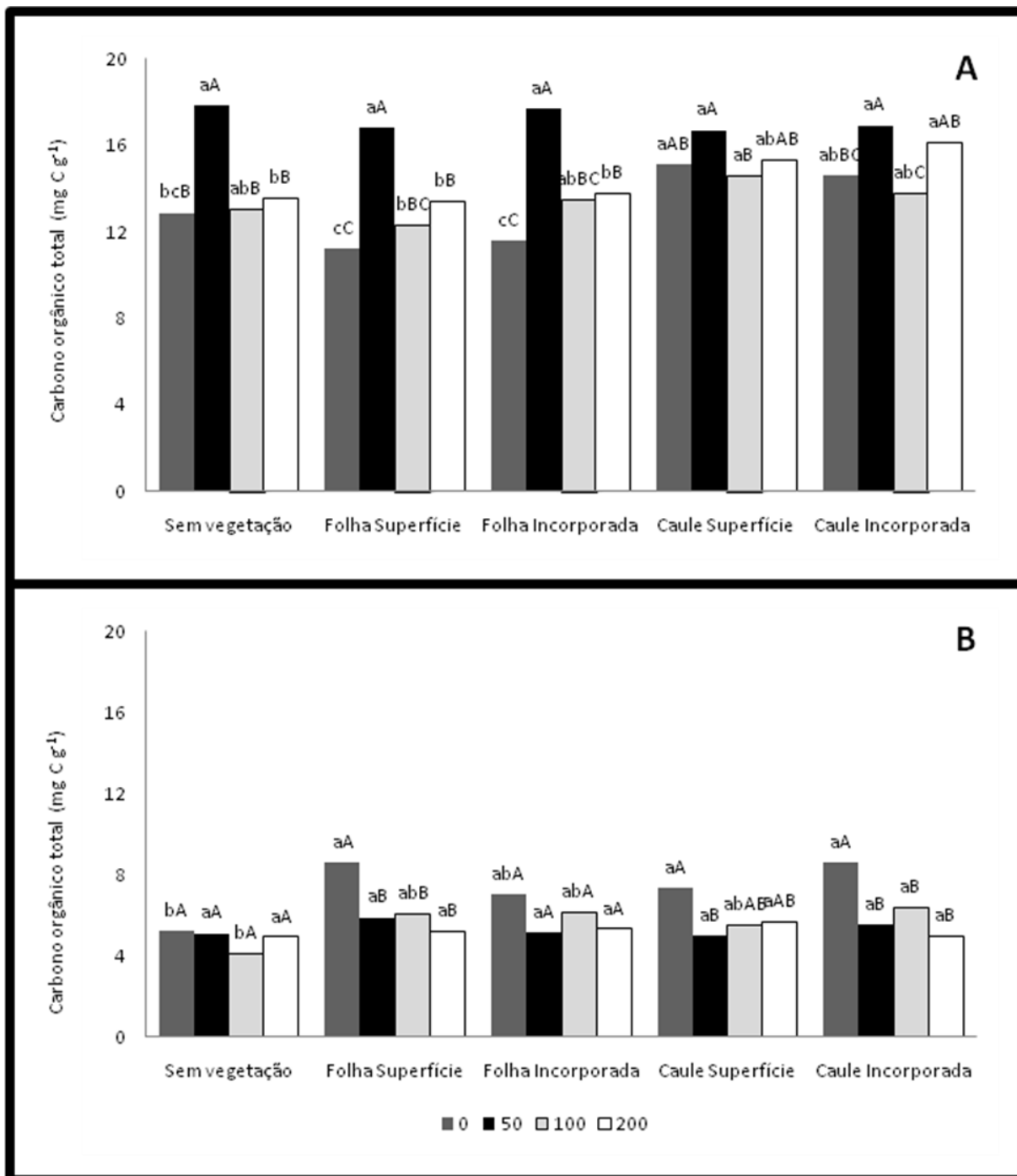


Figura 22. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos no teor de carbono orgânico dos solos LVEf (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

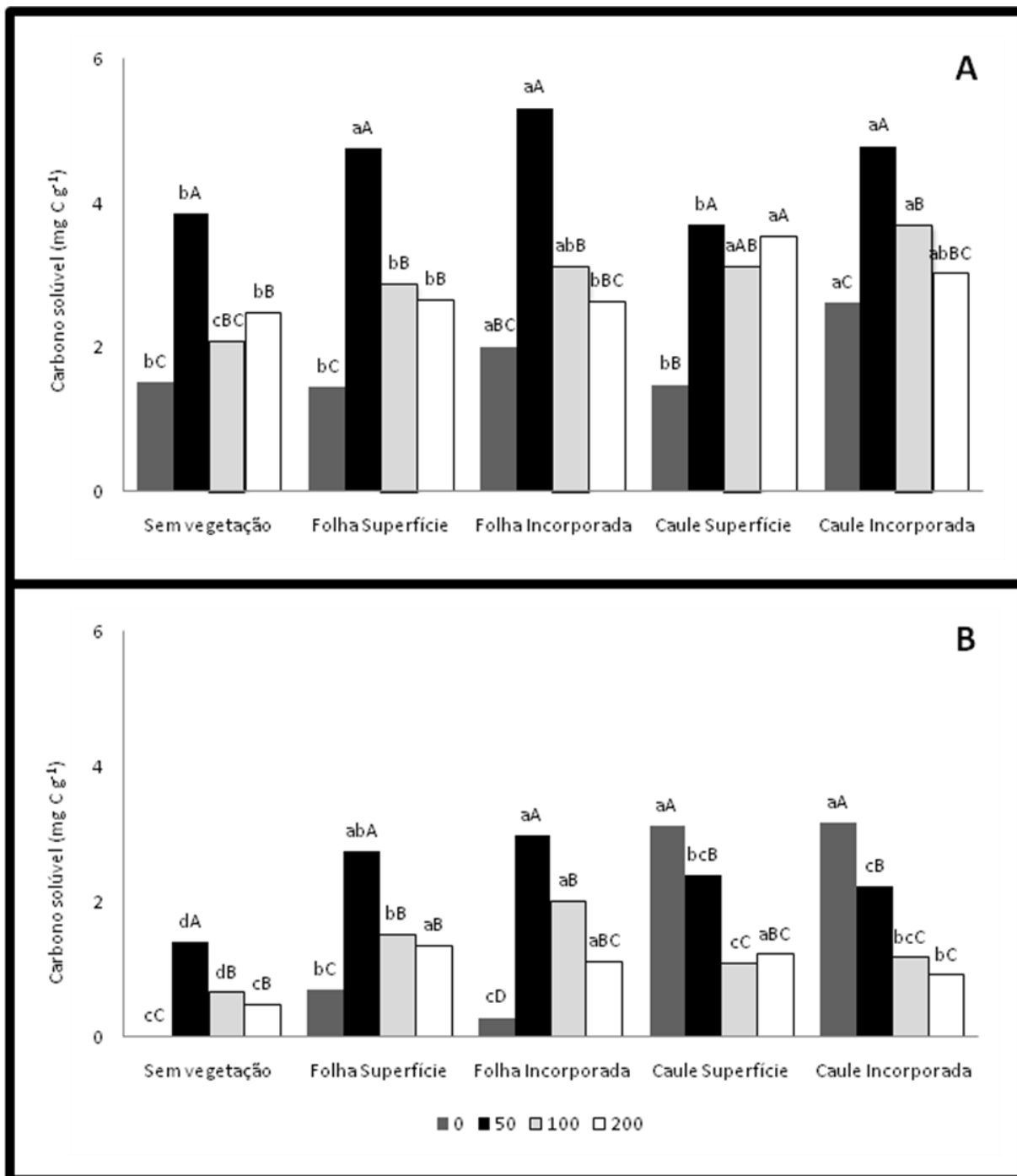


Figura 23. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos no teor de carbono solúvel dos solos LVEf (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).



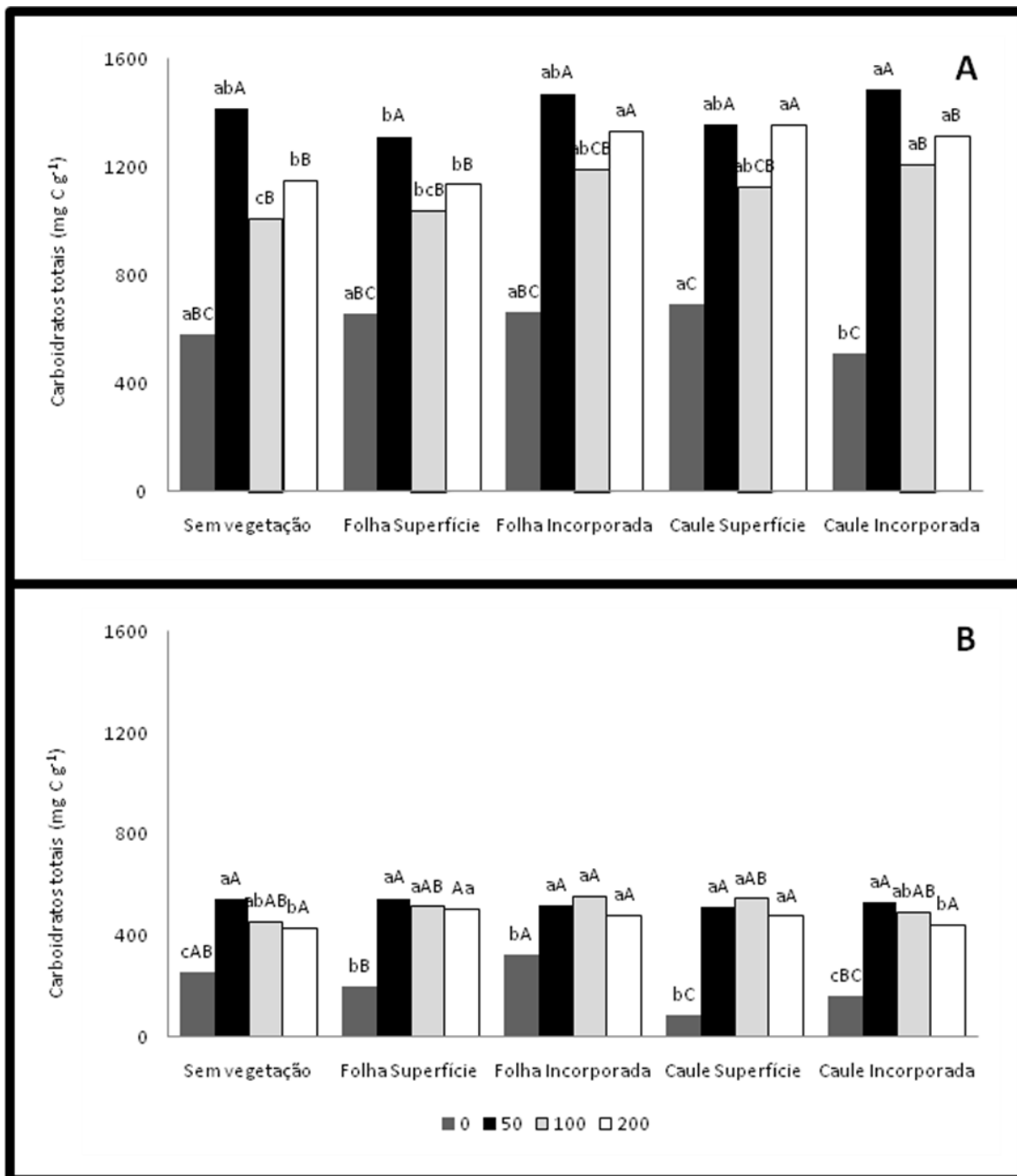


Figura 24. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos no teor de carboidratos totais dos solos LVeF (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

Os teores de ácido húmico no solo LVef e LVd variaram respectivamente de 90,66-252,66  $\mu\text{g C g}^{-1}$  (Figura 25A, Tabela 32) e 11,66-171,66  $\mu\text{g C g}^{-1}$  (Figura 25B, Tabela 33), obtendo-se relação de 2,5 vezes entre os dois solos. No solo LVef, os teores de ácido húmico aumentaram significativamente de 39% aos 100 dias de incubação em relação ao tempo zero, com decréscimo nos períodos restantes. No solo LVd, foram iguais ou menores que os verificados no tempo zero durante o transcorrer do tempo. (Tabelas 32 e 33) (página 110). Nenhum efeito da adição da vegetação foi observado nos teores de ácido húmico, exceto no solo LVd houve redução dos conteúdos de ácido húmico aos 200 dias de incubação quando se comparou com o controle.

A relação entre o teor de ácido fúlvico nos solos LVef e LVd foi igual a 2,3 correspondendo à variação de respectivamente 33,33-420,00  $\mu\text{g C g}^{-1}$  (Figura 26A, Tabela 34) e 4,00-153,00  $\mu\text{g C g}^{-1}$  (Figura 26B, Tabela 35). Tanto no solo LVef como no LVd, o teor de ácido fúlvico diminuiu aos 50 dias e depois aumentou significativamente ( $P < 0,05$ ) após 200 dias de incubação, com 195 e 48% respectivamente em relação ao tempo zero. (Tabelas 34 e 35) (página 111). No solo LVef, não foi constatada influência significativa ( $P > 0,05$ ) da adição da vegetação no teor de ácido fúlvico do solo, porém, no LVd, foi verificado aumento significativo, onde maior teor de ácido fúlvico foi obtido no solo com adição de folha e caule de soja incorporado.

A taxa de humificação variou de 19,31-39,57% no LVef (Figura 27A, Tabela 36) e de 18,14-60,25% no LVd (Figura 27B, Tabela 37), com relação de 0,9 entre os solos LVef e LVd. Nos dois solos, a taxa de humificação foi maior aos 200 dias de incubação, com aumento significativamente ( $P < 0,05$ ) de 48 e 49% nos solos LVef e LVd respectivamente em relação ao tempo zero (Tabelas 36 e 37) (página 112). A taxa de humificação não foi alterada significativamente ( $P > 0,05$ ) até o período de 100 dias. No solo LVef a taxa de humificação foi reduzida de 10% e no LVd de 18% no solo com vegetação em relação ao sem vegetação. Enquanto no solo LVef adicionado de caule foi encontrada menor ( $p < 0,05$ ) taxa de humificação em relação ao solo adicionado de folha ou não adicionado de vegetação, no LVd a adição de vegetação proporcionou menor ( $p < 0,05$ ) taxa de humificação em relação ao controle.

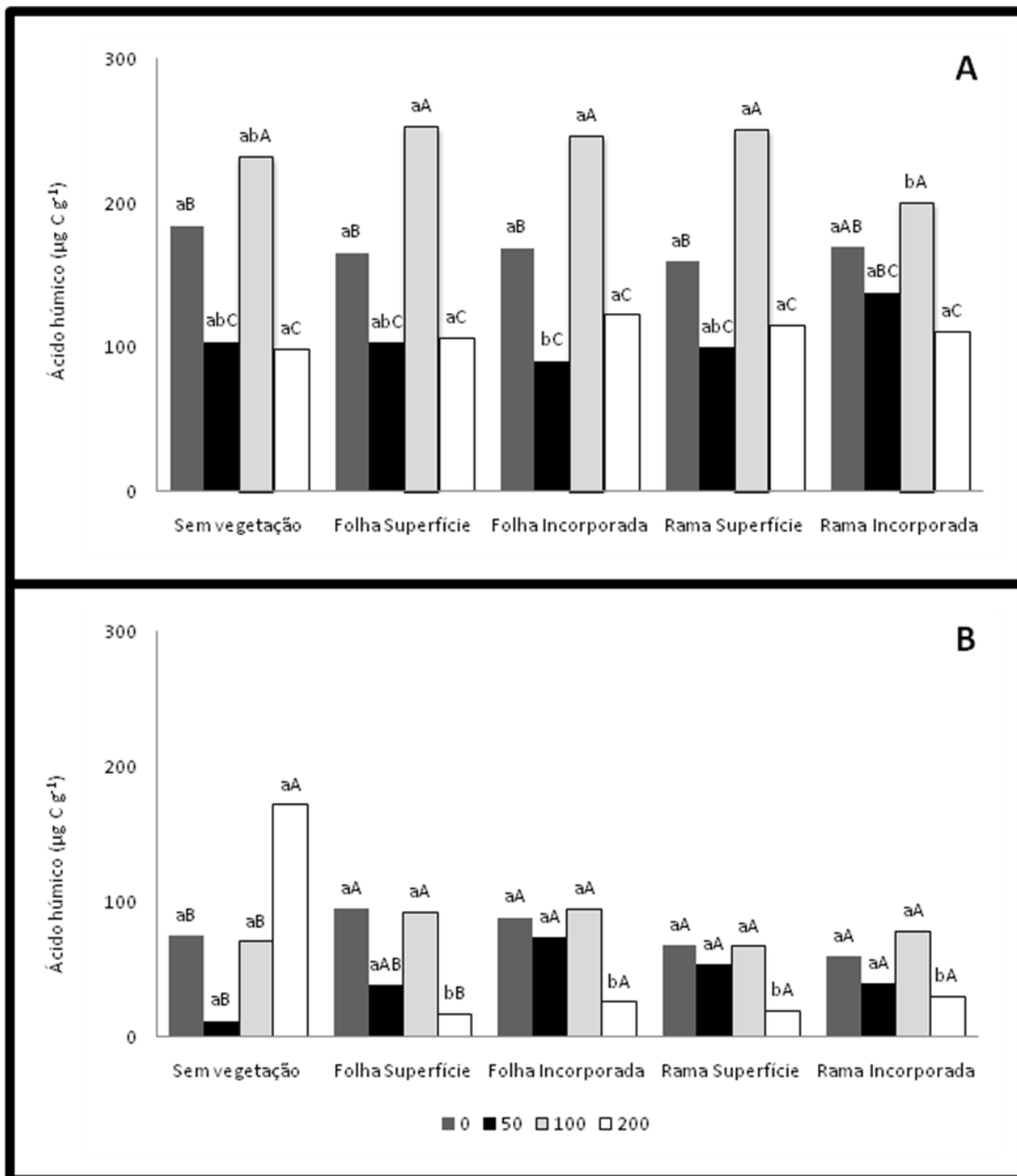


Figura 25. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos no teor de ácido húmico dos solos LVEf (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

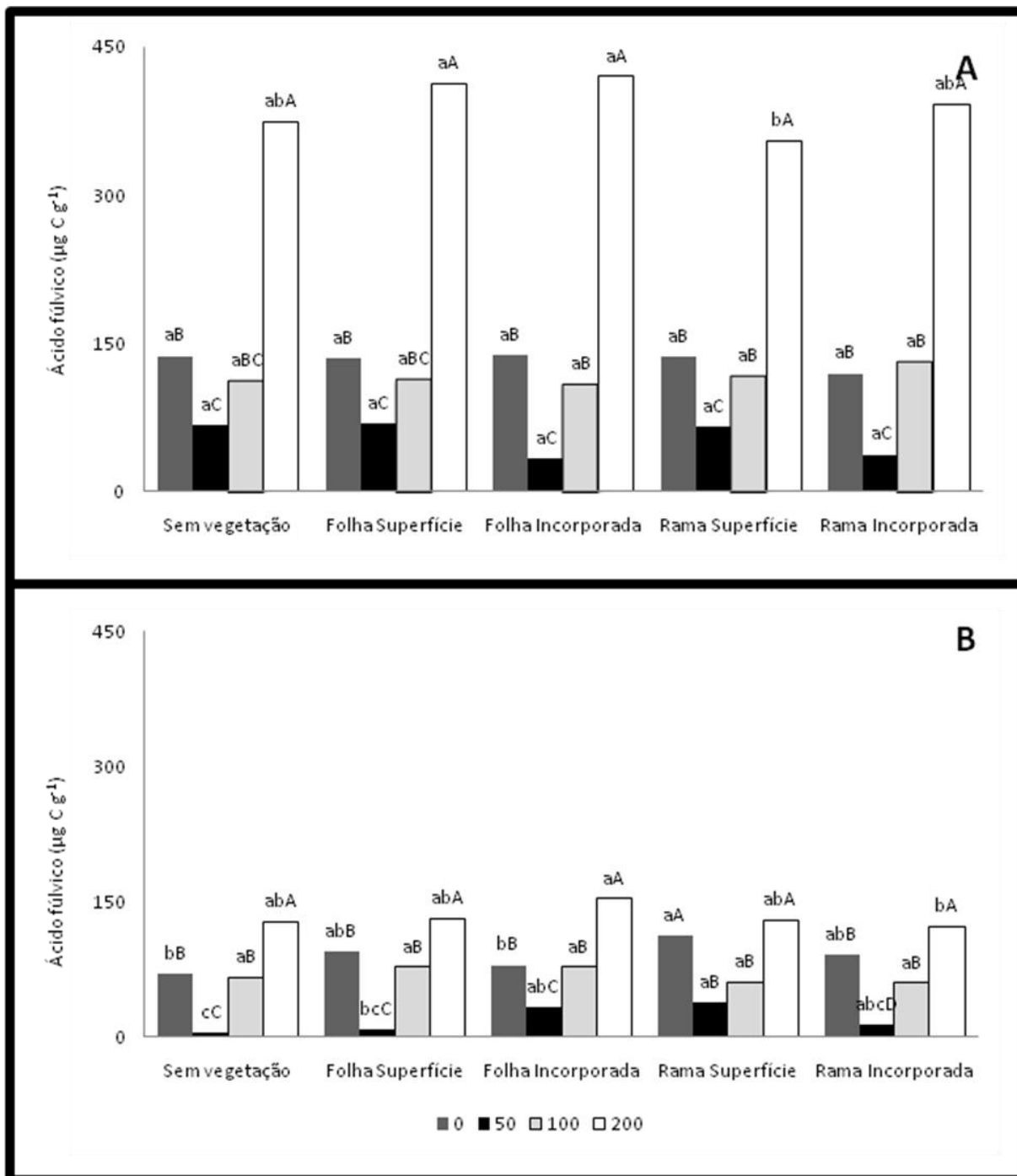


Figura 26. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos no teor de ácido fúlvico dos solos LVEf (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

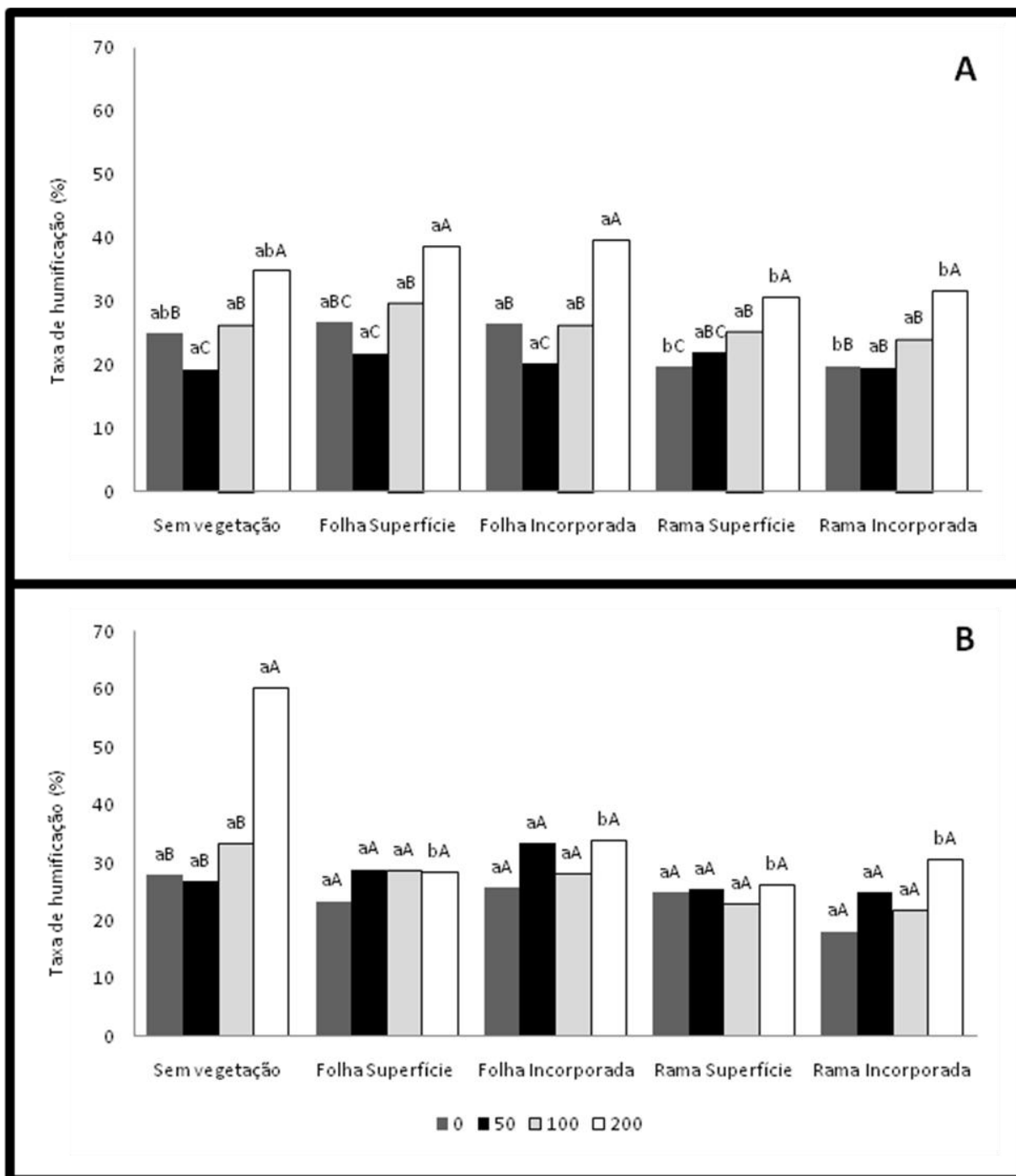


Figura 27. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos na taxa de humificação dos solos LVef (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

A atividade da desidrogenase do solo foi maior no LVef que no LVd, com variações de 40,04-113,31 (Figura 28A, Tabela 38) e 5,57-52,41  $\mu\text{g TFF g}^{-1}$  (Figura 28B, Tabela 39), cuja relação LVef/LVd foi de 3,9. No solo LVef, maior atividade da enzima foi detectada aos 50 dias de incubação, com aumento de 12,5% em relação tempo zero e diminuindo aos 200 dias. No solo LVd, houve redução significativa de 34 a 81% da atividade em relação ao tempo zero (Tabelas 38 e 39) (página 113). A adição de soja no solo proporcionou aumento da atividade de 33% (LVef) e 51% (LVd). O efeito adição da vegetação no LVef foi significativo ( $P < 0,05$ ) apenas no solo com caule incorporado. No LVd, a diferença apontada de 51% decorreu do efeito observado no tempo zero. No restante, não houve diferença significativa ( $P > 0,05$ ) na adição de vegetação na atividade da desidrogenase do solo.

Enquanto a atividade da fosfatase no solo LVef variou de 302,81-913,96 (Figura 29A, Tabela 40), no solo LVd variou de 101,28-403,63  $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$  (Figura 29B, Tabela 41) obtendo-se relação de 2,8 vezes entre os dois solos. No solo LVef, a atividade da fosfatase aumentou significativamente ( $P < 0,05$ ) após os períodos de incubação de 50 e 100 dias em relação ao tempo zero e diminuiu no período restante, enquanto que no LVd a atividade foi sempre menor ( $P < 0,05$ ) que a observada no tempo inicial (Tabelas 40 e 41) (página 114). A adição da vegetação não influenciou a atividade da fosfatase no LVef, porém, no LVd, com base nas médias, foi influenciada significativamente ( $P < 0,05$ ) pela adição de folha na superfície.

A atividade da urease apresentou relação de 3,8 entre os dois solos, com variações de 24,58-128,67  $\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$  no LVef (Figura 30, Tabela 42) e 5-28  $\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$  no LVd (Figura 30, Tabela 43). Tanto no solo LVef quanto no LVd foi constatado aumento significativo ( $P < 0,05$ ) da atividade da urease com o tempo de incubação de acordo com a ordem  $0 < 50 < 100 < 200$  dias, com aumento de 197 e 76% aos 200 dias em relação ao tempo zero nos solos LVef e LVd respectivamente (Tabelas 42 e 43) (página 115). A atividade da urease aumentou em média no solo LVef de 20% e no de LVd de 29% em relação ao solo sem vegetação. Esses aumentos ( $P < 0,05$ ) foram mais decorrentes da introdução de caule de soja nos dois solos, sendo que no solo LVef tanto a vegetação da superfície quanto a incorporada apresentaram o mesmo efeito, enquanto que no LVd a atividade foi maior com caule incorporado.

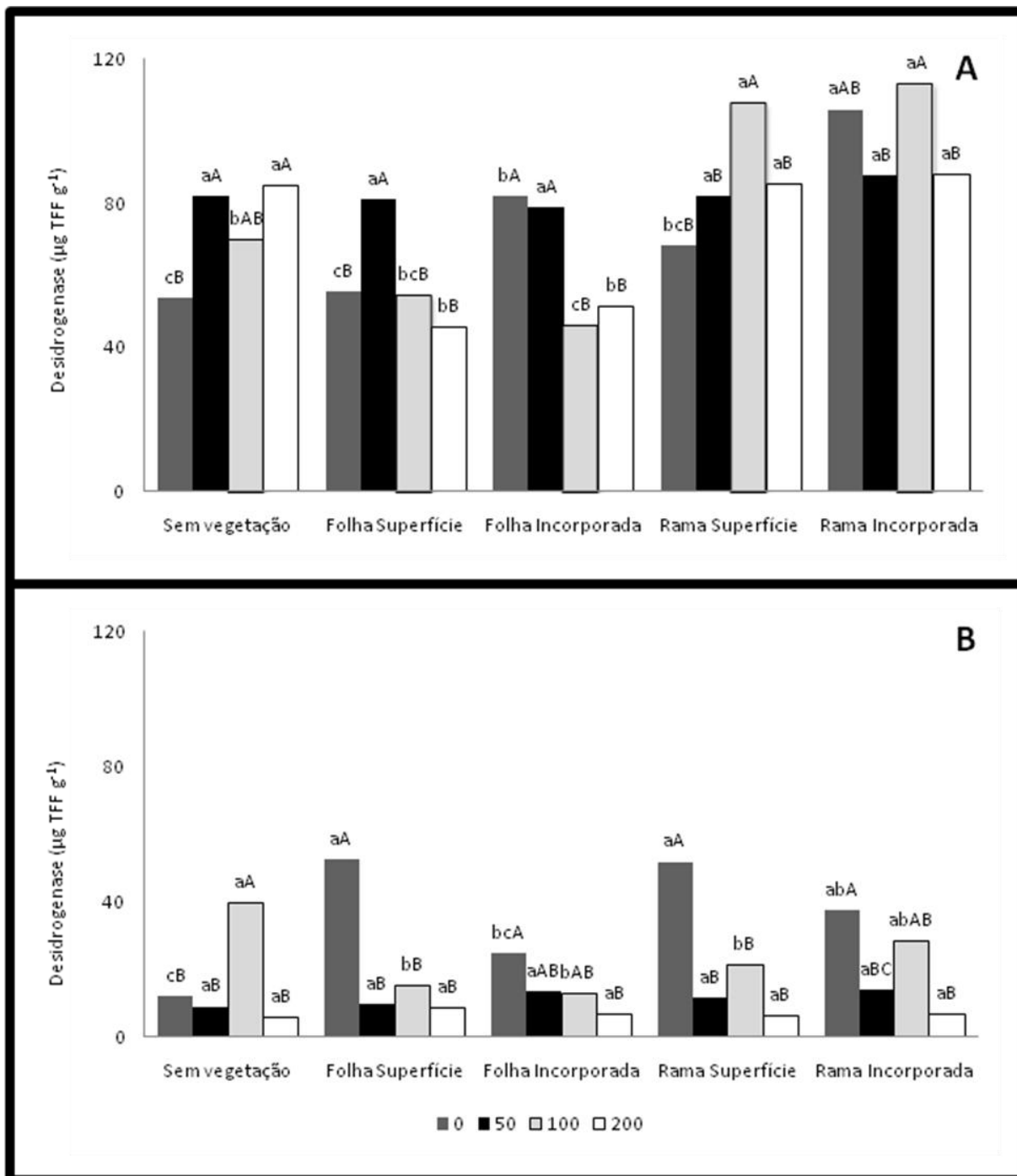


Figura 28. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos na atividade da desidrogenase dos solos LVef (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

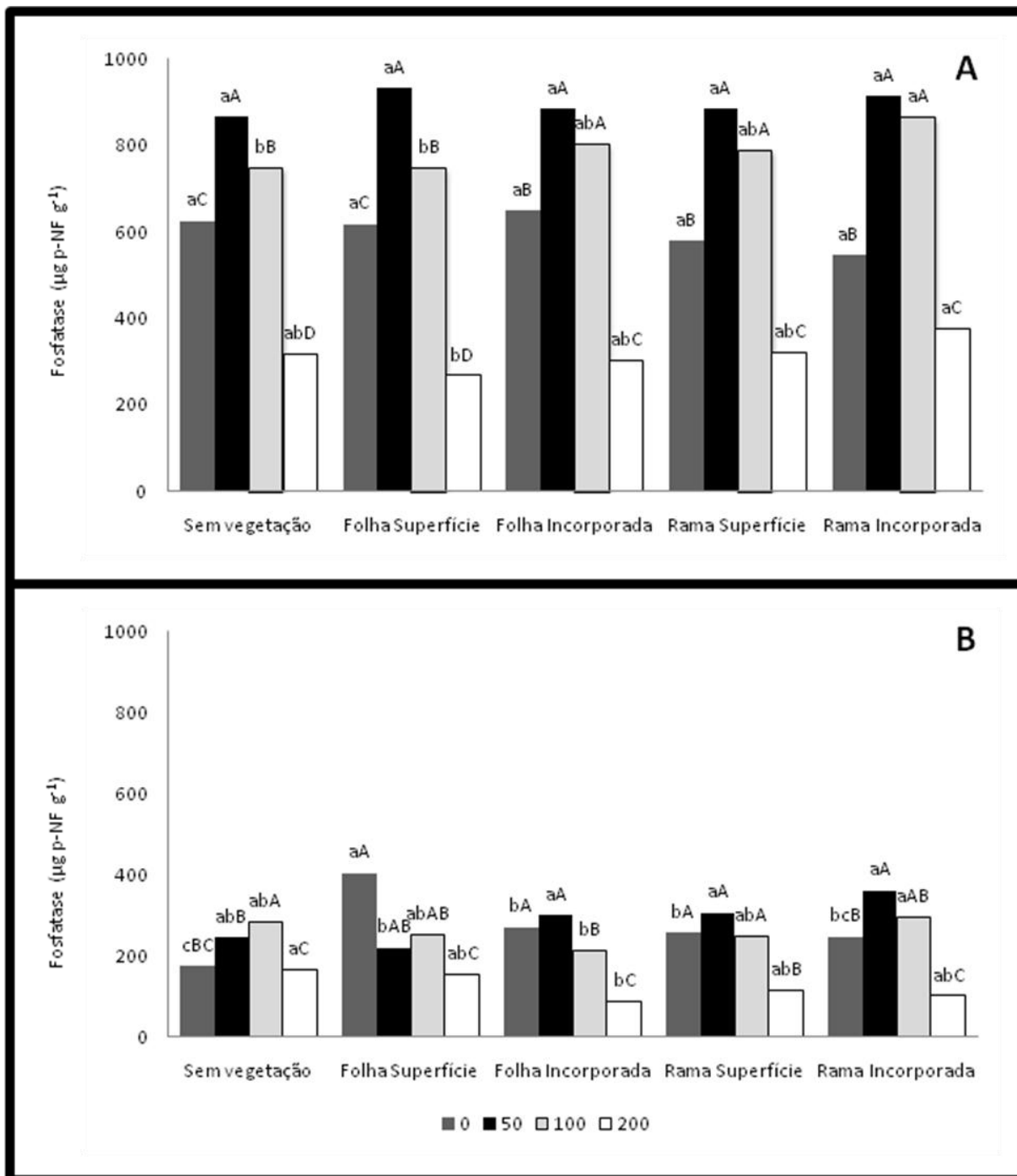


Figura 29. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos na atividade da fosfatase dos solos LVef (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).



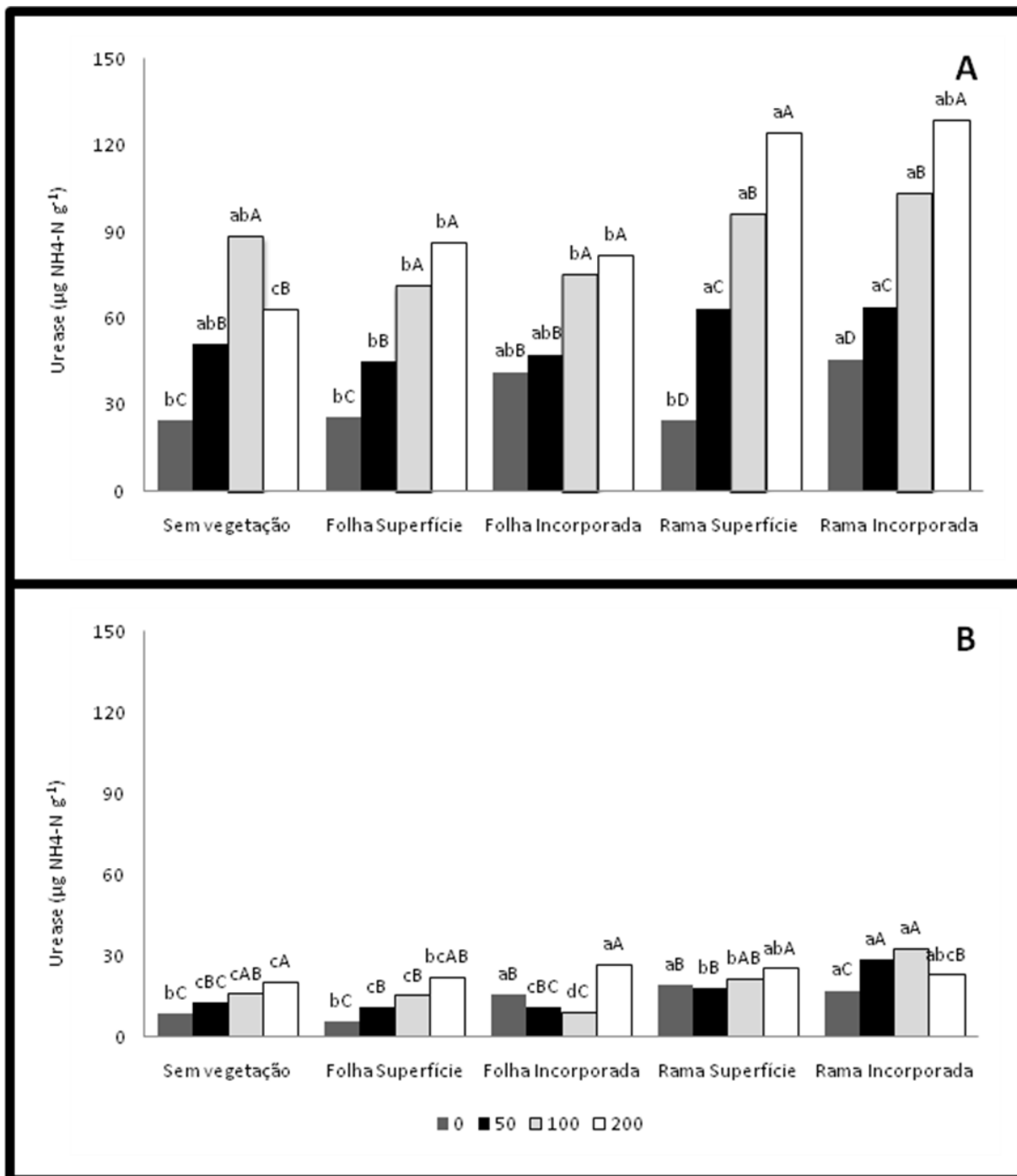


Figura 30. Efeito da decomposição da soja em diferentes períodos na atividade da urease dos solos LVEf (A) e LVd (B). Colunas de mesma cor seguidas de letras minúsculas (período) e maiúsculas (soja em cada período) não diferem entre si pelo teste de Tukey (5% de probabilidade).

## 5. DISCUSSÃO

### 5.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo

Os resultados deste estudo confirmam os de vários autores (ZINN et al., 2005; CUNHA et al., 2007; FRAZÃO et al., 2008; BOLEY et al., 2009), sugerindo que a conversão de florestas em pastagem e cultura anual significativamente afetaram o conteúdo de carbono orgânico total (COT) e carbono solúvel (CS). A diminuição de 36% do COT no solo sob pastagem, comparada ao de floresta na camada 0-10 cm no inverno foi semelhante à encontrada por GLASER et al. (2000) de 30% devido à perda de matéria orgânica e húmus do solo. POWERS (2004) verificou que a conversão de floresta para pastagem e bananal diminuiu a concentração de C em média 37% e um dos mecanismos que explica essa redução é a diminuição do C incorporado nos sistemas de maior ação antrópica. Os sistemas de manejo com ausência ou menor revolvimento do solo tendem a armazenar mais carbono orgânico total (RANGEL & SILVA, 2007). Isso foi confirmado no período verão onde a perda de carbono orgânico total na pastagem foi insignificante comparada com o teor no solo de floresta. SAVIOZZI et al. (2001) observaram redução de 61% no conteúdo de C orgânico na conversão de floresta em cultura anual, porém aumento de 37% em pastagem. Da mesma forma, BOLEY et al. (2009) observaram que a conversão de floresta para pastagem não influenciou nas quantidades de carbono orgânico total do solo. Segundo ZINN et al. (2005), áreas sob cultivo mais intensivo com culturas anuais tendem a apresentar menores estoques de carbono comparado às áreas sob pastagens.

Os teores de carbono orgânico total foram maiores no inverno que no verão, isso porque em ambiente quente e úmido, ocorre rápida mineralização, enquanto que em ambiente seco e frio, a biodegradação é diminuída e, conseqüentemente, maior acumulação de matéria orgânica (CUNHA et al., 2007).

A ausência de diferença significativa do teor de COT entre as camadas do solo sob cultura anual pode estar relacionada ao seu maior revolvimento, ocasionando maior homogeneidade no teor de carbono orgânico total (FLORES et al., 2008). Esta resposta foi similar à observada por MARCHIORI & MELO (2000) entre as camadas 0-

10 e 10-20 cm em solo sob cultura anual. Nos demais ecossistemas, a diminuição do teor de carbono orgânico total com o aumento da profundidade do solo pode ser resultante da maior deposição de material orgânico na superfície do solo (CONCEIÇÃO et al., 2005).

O maior teor de carbono solúvel encontrado no solo de floresta deve-se ao maior aporte de material vegetal na superfície do solo que é a maior fonte de carbono (KALBITZ et al., 2000). COOKSON et al. (2007) verificaram que o carbono orgânico total dissolvido aumentou na seguinte ordem: solo arável < pasto < floresta. LI et al. (2007) detectaram perdas de 26 a 42% de carbono solúvel nas camadas 0-10 e 10-20 cm, quando foram comparados os solos sob pastagem plantada e cultura de aveia, respectivamente, com pastagem nativa. Neste trabalho, as perdas de carbono solúvel foram maiores, variando 53-61% no inverno e 39-74% no verão (média de 50%), sendo que a perda de carbono solúvel depende da concentração e do tipo de material orgânico no solo (ZMORA-NAHUM et al., 2005). A perda de carbono solúvel é utilizada no desenvolvimento da biomassa microbiana ou na degradação dos resíduos orgânicos incorporados ao solo, em que materiais insolúveis sofrem hidrólise, dando origem a intermediários solúveis em água (SOUZA & MELO, 2003; MELO et al., 2008).

A relação CS/COT, encontrada por BONIFÁCIO et al. (2008) variou de 0,54 a 0,56 e foi semelhante à média 0,50 observada neste estudo. Este resultado sugere que 50% do carbono encontram-se em uma forma assimilável ou mais suscetível à decomposição microbiana. De fato, a variação na concentração de carbono orgânico total e solúvel em relação à cobertura vegetal influenciou na biomassa microbiana e suas atividades, fato esse confirmado pela correlação significativa e positiva entre CBM e COT ( $r=0,44^{**}$ ) e CS ( $r=0,49^{**}$ ).

A biomassa microbiana é considerada uma parte da matéria orgânica do solo com capacidade de fornecer e reciclar nutrientes (GREGORICH et al., 1994). Os solos sob floresta, pastagem e cultura anual não apresentaram diferenças de carbono da biomassa microbiana (CBM) no inverno. Isso foi também comprovado por ALVARENGA et al. (1999), que não detectaram diferenças no CBM em áreas sob cerrado, pastagem plantada e cultura anual. O decréscimo do conteúdo de CBM do solo sob floresta ou pastagem para solo cultivado tem sido relatado por vários autores

(ALVARENGA et al., 1999; RANGEL & SILVA, 2007; ARAÚJO et al., 2007). No verão, a redução de 74 e 69% de CBM no solo de cultura anual, comparado com de floresta e pastagem, respectivamente, foi semelhante à encontrada por RANGEL & SILVA (2007), que constataram redução de CBM da mata natural para cultivo de milho de 67%. RIFFALDI et al. (2003) encontraram diminuição do CBM de 30-34%, quando compararam pastagem com cultivos agrícolas. ACOSTA-MARTINEZ et al. (2007) constataram que o conteúdo de biomassa microbiana foi 2,5 vezes maior em solo de pastagem do que sob cultura agrícola. Resultado semelhante foi confirmando neste trabalho, em que o CBM foi 1,6-1,7 e 2,9-3,7 vezes maior nos solos de floresta e pastagem do que na cultura anual, respectivamente, no inverno e verão.

As quantidades de carbono da biomassa microbiana nas diferentes profundidades do solo decresceram na seguinte ordem 0-10>10-20>20-40 cm nos três ecossistemas de estudo, porém, essa diferença só foi significativa no período de inverno. Esses resultados foram semelhantes aos encontrados por D'ANDRÉA et al. (2002), que verificaram diminuição no conteúdo de CBM da camada 0-10 para 20-40 cm em solos sob cultura anual e floresta. O solo da camada superficial tende a acumular matéria orgânica e nutrientes químicos, acarretando aumento da biomassa e atividade microbiana (ASSIS JÚNIOR et al., 2003; GARCIA e NAHAS, 2007).

No verão, todas as camadas do solo apresentaram maior conteúdo de CBM no solo de pastagem. Segundo ZINN et al., (2005), a pastagem tem mostrado eficiência no acúmulo de carbono do solo, e, conseqüentemente, no aumento da biomassa microbiana, e pode apresentar teores muito próximos aos encontrados em áreas de vegetação nativa, ou mesmo superiores, quando estão produtivas. A eficiência de pastagens produtivas em acumular o carbono do solo tem sido relatada por vários autores (BRAZ et al., 2004; SILVA et al., 2004; ALVEFS et al., 2008).

O conteúdo de CBM correlacionou-se com o de COT ( $r = 0,44^*$ ) e CS ( $r = 0,49^*$ ) (Tabela 25). Estes resultados sugerem que o conteúdo de CBM respondeu à variação dos conteúdos de COT e de CS, que diminuiram no solo sob cultura anual em relação ao solo sob floresta e de pastagem, porém essa diminuição não foi significativa para o teor de CBM. A correlação significativa e positiva entre o CBM e COT também foi detectada por ISLAM & WEIL (2000) ( $r=0,73^{**}$ ), e sugerem que, independentemente

dos teores de carbono da biomassa microbiana, existe relação estreita entre a matéria orgânica e a atividade dos microrganismos do solo. Isso porque a adição de matéria orgânica aumenta a atividade da biomassa microbiana rapidamente, mesmo que os teores de carbono orgânico total permaneçam inalterados (POWLSON et al., 1987).

A maior intensidade da respiração microbiana nos primeiros dias de incubação deve-se aos inúmeros compostos orgânicos resultantes da decomposição da matéria orgânica que são facilmente metabolizados, e após isso, ocorre redução da atividade biológica, acarretando diminuição de compostos facilmente decompostos e formação de substâncias complexas, onde a quantidade de CO<sub>2</sub> liberada torna-se constante. (ARANDA & OYONARTE, 2005)

A atividade respiratória microbiana do solo constitui uma resposta da atividade global dos microrganismos e uma indicação da mineralização do carbono no solo. Neste estudo, a evolução de CO<sub>2</sub> no solo sob pastagem foi maior que em solos de floresta e cultura anual na camada superficial durante o inverno, fato esse também comprovado por ISLAM E WEIL (2000) em solos sob cultivo, floresta e pastagem.

Segundo ARAÚJO & MONTEIRO (2006), a respiração microbiana diminui com a profundidade do solo e correlaciona-se significativamente com o conteúdo de matéria orgânica e os outros indicadores biológicos. Neste trabalho, a produção de CO<sub>2</sub> diminuiu com a profundidade do solo e correlação significativa com o carbono orgânico total ( $r=0,53^*$ ) foi observada. Também, GONZÁLEZ et al. (2003) observaram  $r=0,87^*$  e sugerem a influência dos resíduos orgânicos adicionados no solo no aumento da atividade respiratória.

O potencial de nitrificação (PN) determina a habilidade dos microrganismos do solo na conversão do nitrogênio amoniacal até nitrato. Com a incubação do solo em condições controladas, tem-se idéia do potencial do solo sob diferentes vegetações ou manejos sobre os processos de amonificação, com a produção de NH<sup>4+</sup>, e sua nitrificação até NO<sup>3-</sup> (TÓTOLA & CHAER, 2002). O maior potencial de nitrificação nos solos sob floresta pode estar relacionado com a quantidade de N e a capacidade dos microrganismos de nitrificação. NEIL et al. (1995) observaram conteúdo igual de C e de N nos solos sob floresta e pastagem, embora maior mineralização e nitrificação tenha sido observada no solo sob floresta.

GONZÁLES-PRIETO et al. (1996) relataram que a mineralização do N está relacionada com a relação C/N, por isso a predominância da mineralização do N em solo de floresta em relação ao de pastagem. RANGEL & SILVA (2007) verificaram aumento do estoque de nitrogênio total nos solos de floresta e pastagem provavelmente associado ao maior volume de resíduos vegetais que permanecem no solo. Embora a quantidade de N aplicada em todos os solos tenha sido igual, o N mineralizável foi significativamente maior no solo fertilizado com matéria orgânica em relação ao controle, sugerindo que a forma de N também deve influir (CANALI et al., 2004). Pode se concluir que, além da quantidade de N, a matéria orgânica resultante de diferentes coberturas vegetais pode influir no potencial de nitrificação. Possivelmente, as excreções animais, por serem mais ricas em compostos nitrogenados, tenham influenciado nos resultados encontrados no solo sob pastagem. Ou a implantação de gramíneas com maior produção de biomassa causa maior armazenamento de N total no solo (MIELNICZUK et al., 2003)

A nitrificação potencial foi maior na camada superficial do solo, onde a ordem de NP 0-10>10-20=20-40 cm prevaleceu nos dois períodos estudados, indicando maior atividade dos microrganismos na região superficial do solo.

Embora tenha havido redução nos conteúdos de ácido húmico (AH) e ácido fúlvico (AF) na camada superficial dos solos sob pastagem e cultura anual, em relação ao solo sob floresta, de 32-21% e 47-26% no inverno e 30-31% e 37-19% no verão, esse decréscimo foi bem menor que o verificado por ISLAM E WEIL (2000), de 30-79% de AH e 77-156% de AF, respectivamente. CUNHA et al. (2001) encontraram reduções de 19 e 6% de AH e AF, respectivamente, em solo sob cultura anual, comparado ao cerrado. É possível que na floresta, por apresentar menor grau de interferência do solo, consequentemente menor perda de carbono orgânico total, haja um ambiente favorável à síntese de substâncias húmicas. De modo diferente, o carbono do solo da pastagem e cultura anual propício à formação de substâncias húmicas pode ter outros destinos, como a liberação para atmosfera na forma de CO<sub>2</sub> ou na produção de biomassa microbiana.

Tendência semelhante foi observada na variação de carbono orgânico total, carbono solúvel, ácidos húmicos e fúlvicos, isto é, maiores teores no ecossistema de

floresta, sendo que os teores de AH e AF apresentaram decréscimo na seguinte ordem: floresta>pastagem=cultura anual na camada 0-10 cm. Um dos fatores que pode explicar isso é que a humificação pode estar relacionada com os conteúdos de COT e CS. Relação de correlação entre AH x COT ( $r= 0,90^{**}$ ) e AF x COT ( $0,87^{**}$ ) também foram encontradas por ISLAM & WEIL (2000) AF x COT ( $r=0,87^{**}$ ). Sendo essa correlação um provável indício da produção de ácidos húmicos e fúlvicos como consequência do processo de mineralização da matéria orgânica do solo. A diminuição dos teores de ácido húmico e ácido fúlvico com a profundidade do solo foi semelhante aos resultados obtidos para carbono orgânico total, carbono solúvel, carbono da biomassa, atividade respiratória, nitrificação potencial, o que indica maior atividade microbiana na camada superficial do solo decorrente da maior deposição de material orgânico.

O conteúdo dos ácidos húmicos sinaliza o processo natural da humificação e reflete, como tal, tanto a condição de gênese como a de manejo do solo (MORENO, 1996). Quanto maior a relação AH/AF, maior será a humificação da matéria orgânica do solo (ARANDA & OYONARTE, 2005). Solos de ambientes temperados, naturalmente férteis, apresentam teores relativos maiores de AH e no geral valores da relação AH/AF maiores que 1,0, variando de 0,7 a 2,5 (KONONOVA, 1982). Isso foi confirmado neste trabalho, que apresentou relação AH/AF acima de 1,0 nos três ecossistemas e nos dois períodos estudados, demonstrando estágio de humificação mais avançado, já que a mesma consiste na síntese de ácidos húmicos, fúlvicos e humina a partir da degradação de compostos diversos presentes nos resíduos (MORAL et al., 2005; LEONIDAS MELO, 2008). Tanto a intensa mineralização dos resíduos como restrições edáficas à atividade biológica tornam os valores da relação AH/AF menores que 1,0 (DABIN, 1981; CANELLAS et al, 2000).

Como a taxa de humificação representa o teor de ácidos húmicos e fúlvicos em relação ao teor de carbono orgânico total, entende-se que grande parte do carbono orgânico total presente nas últimas camadas do solo está na forma de substâncias húmicas, gerando matéria orgânica humificada mais estável e mais resistente ao ataque microbiano. A análise de correlação significativa e negativa entre taxa de humificação e carbono orgânico total ( $r=-0,64^{**}$ ) justifica isso, demonstrando maior

quantidade de carbono orgânico total que ácido húmico e fúlvico na camada superficial do solo.

O maior grau de alteração no solo sob cultura anual pode ter desfavorecido a atividade microbiana do solo, e conseqüentemente, a síntese de substâncias húmicas, principalmente na camada superficial, onde tal fato pode sugerir uma competição dos microrganismos pelo carbono orgânico total disponível à formação de substâncias húmicas. O maior grau de humificação é decorrente da maior degradabilidade da matéria orgânica do solo (ARANDA & OYONARTE, 2005. Segundo JOURAIPHY et al. (2005) a taxa de humificação na faixa de 28% é um limite mínimo do estágio de humificação da matéria orgânica do solo. Nesse sentido, a matéria orgânica produzida nos três ecossistemas estudados apresentou taxa de humificação que variou de 26-105% no inverno e 46-153% no verão, indicando estágio avançado de decomposição independente da matéria orgânica do solo.

De acordo com FAVORETTO et al. (2008), a humificação da matéria orgânica aumenta com a profundidade do solo em todos os sistemas de preparo. Isso também foi confirmado por MARCHIORI & MELO (2000), que observaram aumento em profundidade dos conteúdos de AH/CO e AF/CO em ecossistemas de mata natural e cultura anual.

De acordo com CUNHA et al. (2001), o uso de sistemas com menor revolvimento do solo pode causar um processo de humificação menos intenso. O que explica o fato da floresta apresentar menores taxa e grau de humificação. Em estudo sobre o grau de humificação em solos com diferentes manejos, FAVORETTO et al. (2008) também verificaram que o solo com maior grau de degradação apresentou maior grau de humificação, pelo significativo aporte de matéria orgânica fresca presente na superfície nos sistemas menos degradados, causando uma diluição da matéria orgânica mais humificada.

Em um sistema de floresta, o acúmulo de resíduos vegetais supera o das culturas agrícolas. Em um sistema de pastagem, além dos resíduos vegetais, há a deposição de esterco. Tanto a matéria orgânica da pastagem como a quantidade de resíduos depositados na cultura do milho não foram suficientes para aumentar carbono orgânico total e solúvel e, dessa forma, o acúmulo de ácidos húmicos e fúlvicos foi sempre



significativamente menor que o encontrado no solo sob floresta. Respostas semelhantes foram obtidas por BONIFÁCIO et al. (2008), onde nenhuma variação nos conteúdos de carbono orgânico total e ácido fúlvico foi encontrada.

A humificação está sujeita aos fatores físicos e biológicos. Dentre os fatores físicos, temperatura e umidade do solo podem influir (BONIFÁCIO et al., 2008). Diferentes mecanismos têm sido propostos para a gênese de substâncias húmicas no solo, porém é de consenso que essas substâncias resultem da degradação biótica de biopolímeros dos resíduos orgânicos das plantas (SUMMER, 2000). A significativa resposta de correlação mostrou a influência do CBM e das atividades respiratória e nitrificante nos conteúdos dos ácidos húmico e fúlvico.

## **5.2 Decomposição microbiana da soja**

A influência da matéria orgânica do solo nos atributos químicos e bioquímicos tem sido relatada por inúmeros autores (ZECH et al., 1997; CUNHA et al., 2007; GUERRA et al., 2008). Neste estudo, constatou-se claramente que o teor de carbono orgânico total aumentou em decorrência da presença de resíduos vegetais adicionados no solo. De forma semelhante, a adição de vegetação favoreceu o aumento da matéria orgânica nos solos (SCHINITZER, 1991; ZECH et al., 1997). A variação no teor de carbono orgânico total, neste estudo, foi maior que nos solos adicionados de resíduos de compostagem conforme relatado por UNSAL & OK (2001) e MORAL et al. (2005). Em adição, no solo LVef o teor de C orgânico de  $14 \text{ g.Kg}^{-1}$  foi semelhante ao obtido por CHANG et al. (2008) em solo adicionado de farelo de soja. De acordo com MOREIRA & SIQUEIRA (2006) e CUNHA et al. (2007), a variação nos teores de carbono orgânico dos resíduos vegetais está relacionada à sua composição qualitativa e aos fatores edafoclimáticos.

O LVef apresentou maior teor de matéria orgânica em decorrência da maior fertilidade do solo comparada à do LVd (Tabela 3). O teor de carbono orgânico total no solo adicionado de caule de soja na superfície não variou com tempo de decomposição, porém o solo adicionado com folha variou o teor de COT. Um dos fatores que justifica isso é a maior recalcitrância que o caule de soja apresenta em comparação com a folha de soja (BURNS & MARTIN, 1986; MOREIRA & SIQUEIRA,

2006). Enquanto que a folha de soja apresentou relação C/N igual a 10,1 e a do caule foi de 26,5, o que favoreceu sua decomposição. Neste trabalho, a adição de vegetação aumentou o conteúdo de C orgânico, diferentemente, CHANG et al. (2008) não verificaram diferença no teor de carbono orgânico total do solo quando foi aplicado farelo de soja em comparação com o teor de carbono do solo sem aplicação do resíduo.

O teor de carbono solúvel tem sido observado por alguns autores (HUE & LIU, 1995; BERNAL et al., 1998; GUPPY et al., 2005) como uma característica que decresce ao longo do processo de decomposição de resíduos. Isso foi verificado neste trabalho, onde o teor de carbono solúvel diminui até o período de 200 dias. De acordo com PAVINATO et al. (2008), na solução do solo, a concentração de carbono solúvel variou de 0,2 a 2,5 mmol L<sup>-1</sup>. O teor de carbono solúvel variou em média de 0-2 mg C g<sup>-1</sup>, sendo esses valores menores que os encontrados por ZMORA-NAHUM et al. (2005) de 1-28 g C Kg<sup>-1</sup> e maiores dos que os observados por AZEVEDO MELO et al. (2007) de 20-500 mg C Kg<sup>-1</sup>. Segundo estes autores, a variação do conteúdo de carbono solúvel foi devida a diferenças quanto à estabilidade química desses materiais.

A vegetação aumentou o teor de carbono solúvel dos solos, isso pode estar relacionado à sua alta mobilidade, o que lhe conferiu facilidade de ser detectado nos resíduos de folha e caule comparado com o solo sem vegetação. Isso possivelmente ocorre em razão de o carbono solúvel ser mais facilmente metabolizado pela biomassa decompositora (AZEVEDO MELO et al., 2007).

Os teores de carboidratos totais variaram em função do tempo de decomposição à semelhança do carbono solúvel, visto que ambos representam o grupo de compostos orgânicos com maior disponibilidade no solo e ao ataque microbiano (THENG et al., 1989). Os teores de carboidratos totais foram menores que os de carbono solúvel (TATE, 1987) e isto foi também comprovado neste estudo.

De acordo com CASTILHOS et al. (2008), durante o processo de decomposição, os teores de carbono orgânico total e ácido fúlvico dos resíduos tendem a reduzir, com aumento da fração ácido húmico, refletindo no aumento do grau de maturidade desses resíduos. Possivelmente, essa tendência se refletiu na decomposição da soja tendo sido verificado que o teor de ácidos húmico e fúlvico variou de forma diferente durante

os períodos de decomposição, ou seja, à proporção que aumentou o teor de ácido húmico, diminuiu o de ácido fúlvico.

Os teores de ácido húmico e fúlvico de 11,66-252,66  $\mu\text{g C g}^{-1}$  e 4,00-420,00  $\mu\text{g C g}^{-1}$  respectivamente, foram maiores que os obtidos por AZEVEDO MELO et al. (2008) de 0,4-2,3 e 0,6-6,9  $\text{mg C Kg}^{-1}$  em substrato orgânico comercial. Segundo PIZAURO JR. & MELO (1995), o estágio de mineralização da matéria orgânica pode ser avaliado de acordo com a predominância de uma ou outra fração húmica. E neste estudo, o teor de ácido fúlvico, no geral, foi maior que do ácido húmico, indicando menor humificação da M.O do solo. Isto também foi comprovado por MORAL et al. (2005) que observaram maior teor de ácido fúlvico que húmico em composto originado de estrume animal.

A maior taxa de humificação obtida com 200 dias de decomposição é reflexo dos maiores teores de substâncias húmicas em relação aos teores de carbono orgânico total. Em estudo sobre decomposição de resíduos de plantas após 135 dias de incubação, JOURAIPHY et al. (2005) estabeleceram o limite de 28% para taxa de humificação para separar materiais parcial ou totalmente compostados. Nesse sentido, a taxa de humificação nos solos sob influência da vegetação verificadas neste trabalho foi de 20-30%, indicando bom estágio de humificação. De acordo com VAN KESSEL et al. (2000), a baixa relação C/N para vegetação detectado em experimento com farelo de soja resultou em alta taxa de mineralização comparado com adubos orgânicos o que foi encontrado no solo adicionado de folha de soja.

Os microrganismos exercem papel fundamental na formação de substâncias húmicas, seja pela síntese de produtos (TATE III, 1987), seja de enzimas que catalisam processos de polimerização, seja pela participação em etapas de processos que ocorrem em múltiplos estádios até à formação de ácido húmico e fúlvico (STEVENSON, 1985; SOUZA & MELO, 2003). A decomposição de resíduos orgânicos é um processo biocatalítico que envolve a ação de enzimas específicas em função da composição do substrato atacado (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). A baixa atividade da enzima desidrogenase nos períodos analisados reflete em baixo desenvolvimento da microbiota, já que a desidrogenase é uma enzima relacionada com a atividade metabólica intracelular e reflete o crescimento microbiano (MASCIANDRO et al., 2000; TAN et al., 2008; BUZINARO et al., 2009). Segundo BUZINARO et al. (2009), a baixa

atividade da enzima desidrogenase pela adição de resíduos vegetais pode indicar um lento processo de mineralização catalisado pelos microrganismos do solo. CHANG et al. (2008) também verificaram baixa atividade da desidrogenase em solos com deposição de farelo de soja. De acordo com CHANG et al. (2008), esse efeito deve-se ao baixo pH do solo. E isso foi verificado neste trabalho, onde os solos LVef e LVd apresentaram pH de 6,1 e 5,7.

A atividade da fosfatase nos solos diminuiu no decorrer do tempo até os 200 dias, isso porque a atividade é influenciada pelas diversas propriedades do solo, pela cobertura vegetal e pela presença de inibidores e indutores (FRIGHETTO & MONTEIRO, 2000). Talvez, a falta de expressão da atividade da fosfatase seja devida à repressão da enzima pelo fosfato do solo (BARROSO et al., 2006). CHANG et al (2008) também detectaram baixa atividade da enzima fosfatase em solos com adição de farelo de soja. RENELLA et al. (2006) que também detectaram baixa atividade da fosfatase e atribuíram esse resultado ao baixo pH do solo comprovado pelas correlações significativas entre pH e fosfatase do solo.

A atividade da urease é considerada uma das ferramentas de estudo da ação microbiana sobre os resíduos vegetais (GIL-SOTRES et al. 2005). Nesse sentido, a atividade da enzima aumentou com o tempo de decomposição dos resíduos até os 200 dias. Talvez esse período tenha sido suficiente para o aumento da atividade microbiana do solo. Efeito similar foi observado por GARCIA et al. (1994) e NOGALEZ & BENITEZ (2007) que relataram que a aplicação de resíduos orgânicos no solo aumentaram o fornecimento de nutrientes para os microrganismos do solo e a atividade da urease do solo. CHANG et al. (2008), porém, encontrou menor atividade da urease em solo com adição de farelo de soja, fato este que foi relacionado ao pH do solo abaixo de 5. De acordo com ARUNACHALAM et al. (1999), CHANG et al (2008), o tipo de vegetação e quantidade do material orgânico incorporado no solo influenciam a atividade da enzima urease no solo. Sendo assim, a enzima urease variou com o tempo de decomposição de vegetação, diferente disso, foi encontrado por PALMA et al. (1999) que não constataram diferenças significativas na atividade da urease em solo com alta adição de resíduos. De acordo com BARRETO & WESTERMAN (1989), o tempo de incubação de resíduos influenciou na atividade da urease no solo.

## **6. CONCLUSÃO**

### **6.1 Influência de diferentes ecossistemas nos atributos microbiológicos do solo**

Sistemas auto-sustentáveis como das florestas possuem como característica a decomposição da serapilheira, que disponibiliza nutrientes para as plantas em crescimento. Ficou demonstrado de forma clara, neste estudo, que a sustentabilidade encontrada nos ecossistemas naturais como de floresta foi reduzida quando houve a conversão em pastagens e culturas agrícolas. De forma geral, tanto no inverno como no verão, os atributos microbiológicos e químicos preponderam no sistema de floresta e em seguida no de pasto em relação ao de cultura anual. Os valores dos atributos foram maiores no inverno que no verão e decresceram com o aumento da profundidade do solo.

### **6.2 Decomposição microbiana da soja**

A decomposição da soja adicionada na forma de folhas ou caules triturados e dispostos na superfície ou incorporados em dois tipos de solo (Latosolo Vermelho eutroférico e Latossolo Vermelho distrófico) foi verificada em ensaio de laboratório até 200 dias. Em ambos os solos, no geral, os atributos químicos aumentaram durante a incubação do solo, comparando-se ao período zero e no solo adicionado de soja em relação ao controle, sem vegetação. O efeito mais marcante foi observado no LVef por ser um solo mais rico que o LVd. Pode-se concluir que a variação dos conteúdos dos atributos químicos é uma decorrência da decomposição da soja. A atividade da enzima urease aumentou durante o período de incubação e a da desidrogenase e fosfatase decresceram. Embora não tenha sido constatada evidência clara, pode se concluir que a adição de folha influenciou mais nos atributos que o de caule e a soja em profundidade mais do que a soja superficial.

## 7. REFERÊNCIAS

ACOSTA-MARTÍNEZ, V.; MIKHA, M.M.; VIGIL, M.F. Microbial communities and enzyme activities in soil under alternative crop rotation compared to wheat-fallow for Central Great Plains. **Applied Soil Ecology**, 37: 41-52, 2007.

ALVARENGA, M.I.N.; SIQUEIRA, J.O. & DAVIDE, A.C. Teor de carbono, biomassa microbiana, agregação e micorriza em solos de Cerrado com diferentes usos. **Ciência e Agrotecnologia**, 23:617-625, 1999.

ALVEFAR, M.; ROSAS, A.; ROUANET, J. L.; BORIE, F. Effects of three soil tillage systems on some biological activities in an Ultisol from southern Chile. **Soil & Tillage Research**, 82:195–202, 2005.

ALVEFS, B. J. R.; URQUIAGA, S.; JANTALIA, C. P.; BODDEY, R. Dinâmica do carbono em solos sob pastagens. In: SANTOS, G. de A. SILVA; L. S. da; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. Eds. **Fundamentos da matéria orgânica do solo**. 2 edição Rev. e ampl. 654p., 2008.

ALVEFS, D. D.; MANCIO, A. B.; TONISSI, R. H. de; GOES, B. de; LEÃO, M. I.; EIFERT, E. da C.; MAGALHÃES, A. L. R.; DAVID, A. M. S. de S. Teores de Carboidratos Totais, Carboidratos Não Fibrosos e Frações dos Carboidratos em Amostras de *Brachiaria brizantha* cv. Marandu Obtidas a Partir de Diferentes Métodos de Amostragem do Pasto. **X Fórum de Pesquisa e Pós-Graduação**, Universidade de Montes Claros, 2009.

ANDREUX, F. Humus in world soil. In: PICCOLO, A. ed. **Humic Substances in terrestrial ecosystems**. Amsterdam: Elsevier, 1996. p. 45-100.

ANGERS, D.A.; MEHUYS, G.R. Effects of cropping on carbohydrate content and water stable aggregation of a clay soil. **Canadian Journal Soil Science**, 69:373-380, 1989.

ARANDA V., OYONARTE, C. Effect of vegetation with different evolution degree on soil organic matter in a semi-arid environment. **J. Arid Environ**, 62:631–647, 2005.

ARAÚJO, R.; GOEDER, W. J.; LACERDA, M. P. C. qualidade de um solo sob diferentes usos e sob cerrado ativo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 31:1099-1108, 2007.

ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Microbial biomass and activity in a Brazilian soil plus untreated and composted textile sludge. **Chemosphere**, 64:1043-1046, 2006.

ARUNACHALAN, K.; ARUNACHALAN, A.; MELKANIA, N.P. Influence of soil properties on microbial populations, activity and biomass in humid subtropical mountains ecosystem of India. **Biology and Fertility of Soils**, 30:217-223, 1999.

ASSIS JÚNIOR, S. L. de; ZANUNCIO, J. C.; KASUYA, M. C. M.; COUTO, L.; MELIDO, R. C. N. Atividade microbiana do solo em sistemas agroflorestais, Monoculturas, mata natural e área desmatada. **Revista Árvore**, 27: 35-41, 2003.

AZEVEDO MELO, L. C.; SILVA, C. A.; DIAS, B. de O. Caracterização da matriz orgânica de resíduos de origens diversificadas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32, 2008.

BARRETO, H.J.; WESTERMAN, R.L. Soil urease activity in winter wheat residue management systems. **Soil Science Society of America Journal**, 53:1455-1458, 1989.

BARROSO, C. B. ; NAHAS, E. Solubilization of iron phosphate by free or immobilized pellets and spores of *Aspergillus niger*. *Research Journal of Microbiology.*, v. 1, p. 210-219, 2006.

BAUDOIN, E.; BENIZRI, E.; GUCKERT, A. Impact of artificial root exudates on the bacterial community structure in bulk soil and maize rhizosphere. **Soil Biology and Biochemistry**, 35:1183-1192, 2003.

BAYER, C.; MIELNICZUK, J. Dinâmica da matéria orgânica do solo. In: SANTOS, G. de A. SILVA; L. S. da; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. Eds. **Fundamentos da matéria orgânica do solo**. 2 edição Rev. e ampl. 654p., 2008.

BENITES, V. M.; MADARI, B.; MACHADO, P. L. O. de A. Extração e Fracionamento Quantitativo de Substâncias Húmicas do Solo: um Procedimento Simplificado de Baixo Custo. **Comunicado Técnico**, EMBRAPA/Solos, Rio de Janeiro, 2003.

BERNAL, M. P.; FAREDES, C.; SANCHEZ-MONEDERO; CEGARRA, J. Maturity and stability parameters of composts Prepared with a wide range of organic wastes. **Bioresourc Technology**, 63:91-99, 1998.

BERNAL, M.P.; SÁNCHEZ-MONEDERO, M.A.; PAREDES, C. & ROIG, A. Carbon mineralization from organic wastes at different composting stages during their incubation with soil. **Agriculture Ecosystems and Environment**, 69:175-189, 1998.

BODDEY, R. M.; XAVIER, D.; ALVEFS, B. J. R.; ; URQUIAGA, S. Brazilian agriculture: the transition to sustainability. **Journal of crop production**, 9:593-621, 2003.

BOLEY, J.; DREW, A. P.; ANDRUS, R. E. Effects of active pasture, teak (*Tectona grandis*) and mixed native plantations on soil chemistry in Costa Rica. **Forest Ecology and Management** :257:2254–2261, 2009.

BONIFÁCIO, E.; SANTONI, S.; CUDLIN, P.; ZANINI, E. Effect of dominant ground vegetation on soil organic matter quality in a declining mountain spruce forest of central Europe. **Boreal Environment Research**, 13: 113-120, 2008.



BRAZ, S. P.; URQUIAGA, S.; ALVEFS, B. J. R.; BODDEY, R. M. Degradação de Pastagens, Matéria Orgânica do Solo e a Recuperação do Potencial Produtivo em Sistemas de Baixo “Input” Tecnológico na Região dos Cerrados. **Circular Técnico**. EMBRAPA Agrobiologia, 2004.

BRITEZ, R. M.; FILHO, A. S.; REISSMANN, C. B.; SILVA, S. M.; ATHAYDE, S. F.; LIMA, R. X.; QUADROS, R. M. B. Nutrientes no solo de duas florestas da Planície litorânea da ilha do mel, Paranaguá, PR. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 21:625-634, 1997

BRODER, M.W. & WAGNER, G.H. Microbial colonization and decomposition of corn, wheat, and soybean residue. **Soil Science**, 52:112-117, 1988.

BURNS, R. G.; MARTIN, J. P. Biodegradation of organic residues in soil. In: J.M. Mitchell and J. Nakas, Editors, **Microfloral and Faunal Interactions in Natural and Agro-ecosystems**, Martinus Nijhoff/Dr W. Junk, 137–202, 1986.

BUZINARO, T. N.; BARBOSA, J. C.; NAHAS, E. Atividade microbiana do solo em pomar de Laranja em resposta ao cultivo de adubos verdes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 31:408-415, 2009.

CAMBARDELLA, C.A. & ELLIOT, E.T. Particulate organic matter changes across a grassland cultivation sequence. **Soil Science Society of America Journal**, 56:777-783, 1992.

CANALI, S.; TRINCHERA, A.; INTRIGLIOLO, F.; POMPILI, L.; NISINI, L.; MOCALI, S.; TORRISI, B. Effect of long term addition of composts and poultry manure on soil quality of citrus orchards in Southern Italy. . **Biology and Fertility of Soils**, 40:206–210, 2004.

CANELLAS, L.P.; BALDOTTO, M.A.; BUSATO, J.G.; MARCIANO, C.R.; MENEZES, S.C.; SILVA, N.M.; RUMJANEK, V.M.; VELLOSO, A.C.X.; SIMÕES, M.L. & MARTIN-

NETO, L. Estoque e qualidade da matéria orgânica de um solo cultivado com cana-de-açúcar por longo tempo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 31:331-340, 2007.

CANELLAS, L. P.; SANTOS, G. A. **Humosfera**. Tratado Preliminar sobre a química das substâncias húmicas, ilustrado. Campos de Goytacazes, 2005. 309 p.

CANELLAS, L.P.; BERNER, P.G. ; SILVA, S.G.; SILVA, M.B. & SANTOS, G.A. Frações da matéria orgânica em seis solos de uma topossequência no Estado do Rio de Janeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 35:133-143, 2000.

CARNEIRO, M. A. C.; ASSIS, P. C. R.; MELO, L. B. de C.; PEREIRA, H. S.; PAULINO, H. B.; NETO, A. N. da S. Atributos bioquímicos em dois solos de cerrado sob diferentes sistemas de manejo e uso. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 38: 276-283, 2008.

CARVALHO, J. L. N.; CERRI, C. E. P.; FEIGL, B. J.; PÍCCOLO, M. de C.; GODINHO, V. de P.; HERPIN, H.; CERRI, C. C. Conversion of cerrado into agricultural land in the south-western amazon: carbon stocks and soil fertility. **Sci. Agric.**, 66: 233-241, 2009.

CARVALHO, A. M. de; BUSTAMANTE, M. M. da; SOUJA JÚNIOR, J. G. de A.; VIVALDI, L. J. Decomposição de resíduos vegetais em latossolo sob cultivo de milho e plantas de cobertura. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:2831-2838, 2008.

CASTILHOS, R. M. V.; DICK, D. P.; CASTILHOS, D. D.; MORSELLI, T. B. A. G.; COSTA, P. F. P. da; CASAGRANDE, W. B; ROSA, ROSA, C. M. da. Distribuição e caracterização de substâncias Húmicas em vermicompostos de origem animal e Vegetal. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:2669-2675, 2008.

CECCANTI, B., ALCANIZ, J.M., GISPERT, M., GASSIOT, M. Characterization of organic matter from two different soils by pyrolysis-gas chromatography and soelectrofocusing. **Soil Science**, 142:83–90, 1986.

CERETTA, C. A.; DURIGON, R.; BASSO, C. J.; BARCELLOS, L. A. R.; VIEIRA, F. C. B. Características químicas de solo sob aplicação de esterco líquido de suínos em pastagem natural. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 38:729-735, 2003.

CHANG, E-H.; CHUNG, R-S.; WANG, F-N. Effect of different types of organic fertilizers on the chemical properties and enzymatic activities of an Oxisol under intensive cultivation of vegetables for 4 years. **Soil Science and Plant Nutrition**, 54, 587–599, 2008.

CHEFETZ, B.; HATCHER, P.G.; HADAR, Y. & CHEN, Y. Characterization of dissolved organic matter extracted from composted municipal solid waste. **Soil Science**, 62:326-332, 1998.

CIAVATTA, C.; GOVI, M.; VITORI ANTISARI, L.; SEQUI, P. Characterization of humified compounds by extraction and fractionation on solid polyvinylpyrrolidone. **Journal of Chromatography A**, 509:141-146, 1990.

CONCEIÇÃO, P. C.; AMADO, T. J. C.; MIELNICZUK, J.; SPAGNOLLO, E. Qualidade do solo em sistemas de manejo avaliada pela dinâmica da matéria orgânica e atributos relacionados. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 29:777-788, 2005.

COOKSON, W. R.; MURPHY, D. V.; ROPER, M. M. Characterizing the relationships between soil organic matter components and microbial function and composition along a tillage disturbance gradient. **Soil Biology and Biochemistry**, 40(3): 763-777, 2008.

CORREIA, E.M.F.; ANDRADE, A.G. Formação da serapilheira e ciclagem de nutrientes. In: SANTOS, G.A.; CAMARGO, F.A.O. (eds.). **Fundamentos da Matéria Orgânica do Solo**. Porto Alegre: Gênese, p. 197-225, 1999.

CUNHA, T. J. F.; MADARI, B. E.; BENITES, V. de M.; CANELLAS, L. P.; NOVOTNY, E. H.; MOUTTA, R. de O.; TROMPOWSKY, P. M.; SANTOS, G. de A. Fracionamento

químico da matéria orgânica e características de ácidos húmicos de solos com horizonte a antrópico da amazônia (Terra Preta). **Acta Amazônica**, 37(1): 91 – 98, 2007.

CUNHA, T. J. F.; MACEDO, J.R.; RIBEIRO, L. P.; PALMIERI, F.; FREITAS, P. L. de; AGUIAR, A. de C. Impacto do manejo convencional sobre propriedades físicas e Substâncias húmicas de solos sob cerrado. **Ciência Rural**, 1:27-36, 2001.

DABIN, B. Les matières organiques dans les sols tropicaux normalement drainés. Cah. ORSTOM, **Ser. Pedol.**, 16:197-215, 1981

D'ANDRÉA, A. F.; SILVA, M. L. N.; CURI, N.; SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C. Atributos biológicos indicadores da qualidade do solo em sistemas de manejo na região do cerrado no sul do estado de Goiás. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 26:913-923, 2002.

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

DIAS, B.O.; SILVA, C.A.; SOARES, E.M.B. & BETTIOL, W. Estoque de carbono e quantificação de substâncias húmicas em Latossolo submetido à aplicação contínua de lodo de esgoto **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 31:901-911, 2007.

DÍAZ-MARCOTE, I.; POLO, A. MSW compost for the restoration of degraded soil, In **World Congress on Waste Management. Proc.** of the 25th Anniversary of the International Solid Waste Association, International Solid Waste Association, 1995.

DORAN, J. W. Soil quality and sustainability. In: **Congresso Brasileiro de Ciência do Solo**, 26, 1997.

DORAN, J.W. & PARKIN, T.B. Quantitative indicators of soil quality: a minimum data set. In: DORAN, J.W & JONES, A.J., eds. **Methods for assessing soil quality**. Madison, Soil Science Society of America, 25-37, 1996.

EMPRESA BRASILEIRA AGRICULTURA E PECUÁRIA – GADO DE LEITE. **Evolução das pastagens**, site: [www.cnpqgl.embrapa.br/nova/informacoes/pastagens](http://www.cnpqgl.embrapa.br/nova/informacoes/pastagens). Atual. 2009.

EMPRESA BRASILEIRA AGRICULTURA E PECUÁRIA – SOJA. **A soja**, site: [www.cnpso.embrapa.br](http://www.cnpso.embrapa.br). Atual. 2009.

EMPRESA BRASILEIRA AGRICULTURA E PECUÁRIA – MONITORAMENTO POR SATÉLITE. **A dinâmica das florestas no mundo**. site: [www.desmatamento.cnpqm.embrapa.br](http://www.desmatamento.cnpqm.embrapa.br)., Atual. 18-01-2007.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos (Rio de Janeiro). **Sistema Brasileiro de Classificação de solos**. 2.ed. Rio de Janeiro, 2006. 306p.

FAVORETTO, C. M.; GONÇALVES, D.; MILORI, D. M. B. P.; ROSA, J. A.; LEITE, W. C.; BRINATTI, A. M.; SAAB, S da C. Determinação da humificação da matéria orgânica de um Latossolo e de suas frações organo-minerais. **Química Nova**, 31: 1994-1996, 2000.

FRAZÃO, L. A.; PÍCCOLO, M. de C.; FEIGL, B. J.; CERRI, C. C.; CERRI, C. E. P. Propriedades químicas de um Neossolo Quartzarênico sob diferentes sistemas de manejo no Cerrado mato-grossense. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 43:641-648, 2008.

FLORES, C. A.; REINERT, D. J.; REICHERT, J. M.; ALBUQUERQUE, J. A.; AULETTO, J. A. Recuperação da qualidade estrutural, pelo sistema plantio direto, de um Argissolo Vermelho Soil. **Ciência Rural**, 8:38, 2008.

GAMA-RODRIGUES, E. F.; BARROS, N. F. de; VIANA, A. P.; SANTOS, G. de A. Alterações na biomassa e na atividade microbiana da serapilheira e do solo, em decorrência da substituição de cobertura florestal nativa por plantações de eucalipto, em diferentes sítios da região sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:1489-1499, 2008.

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**, 31: 269-276, 2007.

GIGLIOTTI, G.; KAISER, K.; GUGGENBERGER, G.; HAUMAIER, L. Difference in the chemical composition of dissolved organic matter from waste material of different sources. . **Biology and Fertility of Soils**, 36:321–329, 2002.

GIL-SOTRES, F.; TRASAR-CEPEDA, C.; LEIROS, M. C.; SEOANE, S. Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties. **Soil Biology and Biochemistry**, 37, 877–887, 2005.

GLASER, B.; TURRIÓN, M-B.; SOLOMON, D.; NI, A.; ZECH, W. Soil organic matter quantity and quality in mountain soils of the Alay Range, Kyrgyzia, affected by land use change. . **Biology and Fertility of Soils**, 31:407-413, 2000.

GONZÁLEZ, M. G.; CONTI, M. E.; PALMA, R. M.; ARRIGO, N. M. Dynamics of humic fractions and microbial activity under no-tillage or reduced tillage, as compared with native pasture (Pampa Argentina). . **Biology and Fertility of Soils**, 39:135–138, 2003.

GONZÁLEZ-PRIETO, A.; CABANEIRO, M. C.; VILLAR, M.; CARBALLAS. Effect of soil characteristics on N mineralization capacity in 112 native and agricultural soils. . **Biology and Fertility of Soils**, 22:252-260, 1996.

GREGORICH, E. G.; CARTER, M. R.; ANGERS, D. A.; MONREAL, C. M.; ELLERT, B. H. Towards a minimum data set to assess soil organic matter quality in agricultural soils, *Can. J. Soil Science*, 74:367-385, 1994.

GUERRA, J. G. M.; SANTOS, G. de A.; SILVA, L. S.; CAMARGO, F. A. O. Macromoléculas e substâncias húmicas. In: SANTOS, G. de A. SILVA; L. S. da; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. Eds. **Fundamentos da matéria orgânica do solo**. 2 edição, Rev. e ampl. 654p., 2008.

GUPPY, C.N.; MENZIES, N.W.; MOODY, P.W. & BLAMEY, F.P.C. Competitive sorption reactions between phosphorus and organic matter in soil: A review. *Austr. J. Soil Res.*, 43:189-202, 2005.

HAJABBASI, M. A.; JALALIAN, A.; KARIMZADEH, H. R. Deforestation effects on soil physical and chemical properties, Lordegan, Iran, **Plant and Soil**, 90: 301–308, 1997.

HE, Z.; MAO, HONEYCUTT, C. W.; OHNO, T.; HUNT, J. F.; C-MENUN, B. J. Characterization of plant-derived water extractable organic matter by multiple spectroscopic techniques. . **Biology and Fertility of Soils**, 45:609–616, 2009

HSU, J.H. & LO, S.L. Chemical and spectroscopic analysis of organic matter transformations during composting of pig manure. **Environmental Pollution**, 104:189-196, 1999.

HUE, N.V. & LIU, J. Predicting compost stability. **Compost Sci. Utiliz.**, 3:8-15, 1995.

INSTITUTO DE BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Reatório safra-2008-2009**, com estimativa safra 2010. Site: [www.ibge.org.br](http://www.ibge.org.br), 2009.

ISLAM,K.R.; WEIL, R.R. Land use effects on soil quality in a tropical Forest ecosystem of Bangladesh. **Agriculture Ecosystems and Environment**, 79:9-16, 2000.

JOURAIPHY, A.; AMIR, S.; EL GHAROUS, M.; REVEL, J. & HAFIDI, M. Chemical and spectroscopic analysis of organic matter transformation during composting of sewage sludge and green plant waste. **Inter. Biodet. Biodeg.**, 56:101-108, 2005.

JÚNIOR, A. C. de O.; SILVA, C. A.; CURI, N.; LIMA, J. M. de; RANGEL, O. J. P. Formas e quantidades de carbono em lixiviados de Latossolos Vermelhos sob influência de calcário e fósforo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:1261-1271, 2008.

KALBITZ, K.; SOLINGER, S.; PARK, J.H.; MICHALZIK, B. & MATZNER, E. Controls on the dynamics of dissolved organic matter in soils: A review. **Soil Science**, 165:277-304, 2000.

KALLIANOU, C. S. Effect of cultivated plants on physico-chemical characteristics of humic substances of soils amended with sewage sludge. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, 311:041-3061, 2000.

KEENEY, D. R.; NELSON, D. W. Nitrogen: Inorganic forms. In: PAGE, A. L. et al., ed. **Methods of soil analysis**. Part 2, 2 ed. Madison, WI: ASA e SSSA, p. 643-698, 1982.

KONONOVA, M. M. **Materia Orgánica del suelo:su naturaleza, propiedades y métodos de investigación**. Barcelona, Oikos-tau, 364 p, 1982.

LI, X. G.; LI, F. M.; SINGH, Z. R.; ZHAN, Z. Y. Soil management changes organic carbon pools in alpine pastureland soils. **Soil & Tillage Research**, 93:186–196, 2007.

LONGO, J. V.; ESPÍNDOLA, C. R. C-orgânico, N-total, e substâncias húmicas sob influência da introdução de pastagens (*Brachiaria SP.*) em áreas de cerrado e floresta amazônica. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 24:723-729, 2000.



MACEDO, C. M. M. Pastagens no ecossistema cerrados: pesquisas para o desenvolvimento sustentável. In: **Simpósio sobre pastagens nos ecossistemas brasileiros: pesquisas para o desenvolvimento sustentável**, Brasília, D. Anais. Brasília: SBZ, p. 28-62, 1995.

MARCHIORI JÚNIOR, M.; MELO, W. J. Alterações na matéria orgânica e na biomassa microbiana em solo de mata natural submetido a diferentes manejos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, 35:1177-1182, 2000.

MARINARI, S.; K. LIBURDI, G.; MASCIANDARO, B.; CECCANTI, S. G. Humification-mineralization pyrolytic indices and carbon fractions of soil under organic and conventional management in central Italy. **Soil & Tillage Research** 92:10–17, 2007.

MASCIANDRO, G.; CECCANTI, B.; GARCIA, C. Soil agro-ecological management: fertigation and vermicompost treatments. **Bioresource Technology**, 59:199–206, 1997.

MASCIANDRO, G; CECCANTI, B.; RONCHI, V.; BAUER, C. Kinetic parameters of dehydrogenase in the assessment of the response of soil to vermicompost and inorganic fertilizers, **Biology and Fertility of Soil**, 32:479–483, 2000.

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

MELERO, S.; PORRAS, J. C. R.; HERENCIA, J. F.; MADEJON, E. 2005. Chemical and biochemical properties in a silty loam soil under conventional and organic management. **Soil and Tillage Research**, Londres, 90:162-170, 2006.

MELO, L. C. A.; SILVA, C. A.; DIAS, B. de O. Caracterização da matriz orgânica de resíduos de origens diversificadas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:101-110, 2008.

MELLONI, R.; MELLONI, E. G. P.; ALVARENGA, M. I. N.; VIEIRA, F. B. M. Avaliação da qualidade de solos sob diferentes coberturas florestais e de pastagem no sul de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:2461-2470, 2008.

MENDES, I. C. et al. **Biomassa C e atividade microbiana em solos de cerrado sob plantio direto e plantio convencional**. Planaltina: CNPAC, 1999.

MIELNICZUK, J. et al. Manejo de solo e culturas e sua relação com os estoques de carbono e nitrogênio do solo. In: CURI, N. et al. (Ed.). **Tópicos em ciência do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 3: 209-248, 2003.

MIELNICZUK, J. Matéria orgânica e a sustentabilidade de sistemas agrícolas. In: SANTOS, G. de A. SILVA; L. S. da; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. Eds. **Fundamentos da matéria orgânica do solo**. 2 edição Rev. e ampl. 654p., 2008.

MONDINI, C.; SANCHES-MONEDERO, M. A.; SINICCO, T.; LEITA, L. Evaluation of Extracted Organic Carbon and Microbial Biomass as Stability Parameters in Ligno-Cellulosic Waste Composts. **Journal of Environmental Quality**, 35:2313–2320, 2006.

MONTEIRO, T. R.; FRIGHETTO, T. S. Determinação da umidade, pH e capacidade de retenção de água do solo. In: FRIGHETTO, R. T. S.; VALARINI, P. J., Coords. Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo: **Manual Técnico**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 198p, 2000.

MORAL, R.; MORENO-CASELLES, J.; PERREZ-MURCIA, M.D.; PEREZ-ESPINOSA, A.; RUFETE, B. & PAREDES, C. Characterization of the organic matter pool in manures. **Bioresource Technology**, 96:153-158, 2005.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2 ed. atual. E ampl. Editora UFLA, 2006, 729 p.

MORENO, J. L. **La materia orgánica en los agrosistemas**. Madrid: Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, 174 p., 1996.

NEILL, C.; PICCOLO, M.C.; STEUDLER, P.A. et al. Nitrogen dynamics in soils of forests and active pastures in the western brazilian amazon basin. **Soil Biology and Biochemistry**, 9: 1167-1175, 1995.

OLIVEIRA, O. C.; OLIVEIRA, I. P.; ALVEFS, B. J. R.; URQUIAGA, S.; BODDEY, R. M. Chemical and biological indicators of decline/degradation of *Brachiaria decumbens* in the Brazilian Cerrado. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 103:289-300, 2004

OORTS, K.; LAURENT, F.; MARY, B.; THIÉBEAU, P.; LABREUCHE, J.; NICOLARDOT, B. Experimental and simulated soil mineral N dynamics for long-term tillage systems in northern France. **Soil & Tillage Research**, 94:441–456, 2007.

PALMA, R.M.; ARRIGO, N.M.; SAUBIDET, M.I.; CONTI, M.E. Chemical and biochemical properties as potential indicators of disturbances. **Biology and Fertility of Soils**, 32:381-384, 1999.

PASSOS, R. R.; RUIZ, H. A.; CANTARUTTI, R. B.; MENDONÇA, E de S. Carbono orgânico total e nitrogênio em agregados de um latossolo Vermelho distrófico sob duas coberturas vegetais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 31:1109-1118, 2007.

PAVINATO, P. S.; ROSOLEM, C. A. Disponibilidade de nutrientes no solo - decomposição e liberação de compostos orgânicos de resíduos vegetais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:911-920, 2008.

PEÑA, M. L. P.; MARQUES, R.; JAHNEL, M. C.; ANJOS, A. dos. Respiração microbiana como indicador da qualidade do solo em ecossistema florestal. **Floresta**, 35, 2005.

PINTO, C. B.; MARQUES, R. Aporte de nutrientes por frações da serapilheira em sucessão ecológica de um ecossistema da floresta atlântica. **Revista Floresta**, 33: 257-264, 2003.

PIZAURO Jr., J.M. & MELO, W.J. Influência da incorporação da parte aérea de sorgo ou lablabe nas frações da matéria orgânica de um Latossolo Vermelho-Escuro. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 19:95-103, 1995.

POWER, J.S. Changes in soil carbon and nitrogen after contrasting land-use transitions in northeastern Costa Rica. **Ecosystems** 7:134–146, 2004.

POWLSON, D.S.; BROOKES, P.C.; CHRISTENSEN, B.T. Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total organic matter due to straw incorporation. **Soil Biology and Biochemistry**, 19:159-164, 1987.

PORTUGAL, A. F.; JUCKSCH, I.; SCHAEFER, C. E. G. R.; WENDLING, B. Determinação de estoques totais de carbono e nitrogênio e suas frações em sistemas agrícolas implantados em argissolo Vermelho-amarelo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:2091-2100, 2008.

RANGEL, O. J. P.; SILVA, C. A. S. Estoques de carbono e nitrogênio e frações orgânicas de latossolo submetido a diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 31:1609-1623, 2007.

RENELLA, G.; LANDI, L.; ASCHER, J.; CECCHERINI, M. T.; PIETRAMELLARA, G.; NANNIPIERI, P. Phosphomonoesterase production and persistence and composition of bacterial communities during plant material decomposition in soils with different pH values. **Soil Biology and Biochemistry**, 38, 795–802, 2006.

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

RIFFALDI, R.; SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; CARDELLI, R. **Conventional crop management effects on soil organic matter characteristics**. 2003.

ROCHA, G. N.; GONÇALVEFS, J. L. M.; MOURA, I. M. Mudanças da fertilidade do solo e crescimento de um povoamento de *Eucalyptus grandis* fertilizado com biossólido. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 28:623-639, 2004.

ROSS, D. J.; SPEIR, T. W.; KETTLES, H. A.; MACKAY, A. D. Soil microbial biomass, C and N mineralization and enzyme activities in a hill pasture: influence of season and slow-release P and S fertilizer. **Soil Biology and Biochemistry**, 27;11:1431-1443, 1995.

ROTHER, A; BINKLEY, D. Nutritional interactions in mixed species forests: a synthesis. **Canadian Journal of Forest Research** 31:1885-1870, 2001

SANCHEZ-MONEDERO, M. A.; ROIG, A.; CEGARRA, J.; BERNAL, M. P. Relationships between water-soluble carbohydrate and phenol fractions and the humification indices of different organic wastes during composting. **Bioresource Technology**, 70:193-201, 1999.

SANTANA, D.P. & BAHIA FILHO, A.C. Qualidade do solo: Uma visão holística. **Boletim Informativo SBCS**, 27:15-18, 2002.

SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; CARDELLI, R.; RIFFALDI, R. A comparison of soil quality in adjacent cultivated, forest and native grassland soils. **Plant and Soil**, 233:251-259, 2001.

SCHMIDT, E. L., BELSER, L. W. Autotrophic nitrifying bacteria. In: Weaver, R. W., Angle, J. S., Bottomley, P. S. eds., **Methods of soil Analyses** Part 2: Microbiological and Biochemical Properties, Soil Science Society of America, Madison, WI, p. 157-177, 1994.

SCHINITZER, M. Soil organic matter: the next 75 years. **Soil Science**, v.151, p.41-58, 1991.

SILVA, S. C. **I Congresso Latino-Americano de Nutrição Animal (II CLANA)** Palestra Técnica Realização: CBNA - AMENA – São Paulo, SP. Manejo e Nutrição de Ruminantes.

SIMONETE, M.A. **Alterações nas propriedades químicas de um Argissolo adubado com lodo de esgoto e desenvolvimento e acúmulo de nutrientes em plantas de milho**. Piracicaba, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 2001. 89p. (Tese de Doutorado).

SILVA, J. E.; RESCK, D. V. S.; CORAZZA, E. J.; VIVALDI, L. Carbon storage in clayey oxisol cultivated pastures in the “cerrado” region, Brazil. **Agriculture, Ecosystem and Environment**, 103(2):357-363, 2004.

SIMS, J. R.; HABY, V. Simplified colorimetric determination of soil organic matter. **Soil Science**, 112:137-141, 1971.

SOUZA, W. J. O.; MELO, W. J. Matéria orgânica em um latossolo submetido a diferentes sistemas de produção de milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 27:1113-1122, 2003.

SOUZA, E. D. de; COSTA, S. E. V. G. de A.; LIMA, C. V. S. de; ANGHINONI, I.; MEURER, E. J.; CARVALHO, P. C. de F. Carbono orgânico total e fósforo microbiano

em Sistema de integração agricultura-pecuária submetido a diferentes intensidades de pastejo em plantio direto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:1273-1282, 2008.

SPARLING, G.P.; WEST, A.W. A direct extraction method to estimate soil microbial C: Calibration in situ using microbial respiration and <sup>14</sup>C labelled cells. **Soil Biology and Biochemistry**, 20:337-343, 1988.

SPURR, S. H. & BARNES, V. B. **Ecologia Florestal**. México: A.G.T. Editora S. A, 690p., 1982.

STARK, C.H.; CONDRON, L.M.; O'CALLAGHAN, M.; STEWART, A.; DI, H.J. Differences in soil enzyme activities, microbial community structure and shortterm nitrogen mineralisation resulting from farm management history and organic matter amendments. **Soil Biology and Biochemistry**, 40:1352-1363, 2007.

STEVENSON, F.J. Cycles of soil: carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients. New York: **John Wiley & Sons**, 167-78, 1985.

SUMMER, M. E. editor. **Handbook of soil science**. BULLDOCK, J. A.; NELSON, P. N. Soil organic matter, p. 25-84., 2000.

SWIFT, M. J.; ANDERSON, J. M. Biodiversity and ecosystem function in agricultural systems. In: E.-D. Shulze and H.A. Mooney, Editors, **Biodiversity and Ecosystem Function**, Springer, Berlin, pp 15–41, 1993.

TAN, X.; CHANG, S.X.; KABZEMS, R. Soil compaction and forest floor removal reduced microbial biomass and enzyme activities in a boreal aspen forest soil. **Biology Fertility of Soils**, 44:471–479, 2008.

TATE III, R.L. Ecosystem management and soil organic matter level, in: Wiley, J., Sons Inc., eds, Soil Organic Matter. **Biol. Ecol. Effects**, p. 260–280, 1987.

TATZBER, M.; MICHAEL S.; SPIEGELB, H.; KATZLBERGERB, C.; HABERHAUERC, G.; GERZABEKA, M. Impact of different tillage practices on molecular characteristics of humic acids in a long-term field experiment—An application of three different spectroscopic methods. **Science of the Total Environment** 406:256-268, 2008.

THENG, B.K.G.; TATE, K.R.; SOLLINS, P. Constituents of organic matter in temperate and tropical soils. In: **Dynamics of soil organic matter in tropical ecosystems**. Honolulu: University of Hawai. Cap.1, p.5-32, 1989.

TOMATI, U.; MADEJON, E. & GALLI, E. Evaluation of humic acid molecular weight as an index of compost stability. **Compost Sci. Utiliz.**, 8:108-115, 2000.

TORRES, J. L. R.; PEREIRA, M. G. Dinâmica do potássio nos resíduos vegetais de plantas de cobertura no cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 32:1609-1618, 2008.

TÓTOLA, M.R. & CHAER, G.M. Microrganismos e processos microbiológicos como indicadores da qualidade dos solos. In: CURI, N.; MARQUES, J.J.; GUILHERME, L.R.G.; LIMA, J.M.; LOPES, A.S.S. & ALVAREZ V., V.H., eds. **Tópicos em Ciência do Solo**, 2:195-276, 2002.

TURCO, R. F.; BLUME, E. Indicators of soil quality. In: SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S.; LOPES, A. S.; GUILHERME, L. R. G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A. E.; CARVALHO, J. G. eds. **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas: Soil fertility, soil biology, and plant nutrition interrelationships**. Viçosa: SBCS, Lavras: UFLA/DCS, 529 – 550, 1999.

RIFFALDI, R.; SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; CARDELLI, R. Conventional crop management effects on soil organic matter characteristics. **Agronomie**, 23:45-50, 2003.



UNSAL, T. & OK, S.S. Description of characteristics of humic substances from different waste materials. **Bioresearch Technology**, 78:239-242, 2001.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. An Extraction Method for Measuring Soil Microbial Biomass. **Soil Biology Biochemistry**, 19:703-707, 1987.

VAN KESSEL, J. S.; REEVES, J. B.; MEISINGER, J. J. Nitrogen and carbon mineralization of potential manure components. **Journal of Environmental Quality**, 29: 1669–1677, 2000.

VAN OIJEN, D.; FEIJEN, M.; HOMMEL, P; DEN OUDEN, J.; DE WAAL, R. Effects of tree species composition on within-forest distribution of understorey species. **Applied Vegetation Science**, 8:155-166, 2005.

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO<sub>2</sub> e N mineral de um podzólico Vermelho-escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 24:35-42, 2000.

XIAOLI, L.; QIUWEN, C.; ZHAOXIA, Z. Soybean residues sequestration affected by different tillage practices and the impacts on soil microbial characteristics and enzymatic activities. **Acta Ecologica Sinica**, 29: 249–253, 2009.

WU, L., MA, L.Q.; MARTINEZ, G. A. Comparison of methods for evaluating stability and maturity of biosolids compost. **Journal of Environmental Quality**, 29:424–429, 2000.

WU, L. & MA, Q.C. Relationship between compost stability and extractable organic carbon. **Journal of Environmental Quality**, 31:1323-1328, 2002.

ZECH, Z.; SENESI, N.; GUGGENBERGER, G.; KAISER, K.; LEHMANN, J.; MIANO, T.M.; MILTNER, A. & SCHROTH, G. Factors controlling humification and mineralization of soil organic matter in the tropics. **Geoderma**, 79: 69-116, 1997.

ZINN, Y.L.; LAL, R. & RESCK, D.V.S. Changes in soil organic carbon stocks under agriculture in Brazil. **Soil Tillage Research**, 84:28-40, 2005.

ZMORA-NAHUM, S.; MARKOVITCH, O.; TARCHITZKY, J. & CHEN, Y. Dissolved organic carbon (DOC) as a parameter of compost maturity. **Soil Biology Biochemistry**, 37:2109-2116, 2005.

## 8. ANEXOS

### 8.1 Matéria orgânica do solo em diferentes ecossistemas

**Tabela 5. Teor de água do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

TEOR DE ÁGUA (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	22,15 Aa	12,75 Ba	9,12 Cb	14,67 b	175,86**
10-20	20,56 Ab	12,29 Ba	13,53 Ba	15,46 a	77,45**
20-40	20,62 Ab	12,96 Ba	14,17 Ba	15,92 a	65,96**
Média	21,11 A	12,67 B	12,28 B		
Teste F Média	7,45**	1,09ns	69,54**		
Teste F (E)	135,01**				
Teste F (P)	10,96**				
Teste F (E x P)	33,56**				
DMS 5% (E)	1,69				
DMS 5% (P)	0,68				
CV Ecossistema (E)	9,69				
CV Profundidade (P)	4,29				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 6. Teor de água do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

TEOR DE ÁGUA (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	26,28Aa	18,01 Aa	26,11 Aa	23,47 a	2,90ns
10-20	34,54 Aa	18,07 Aa	18,43 Ba	23,68 a	11,49**
20-40	24,87 Aa	16,67 Ba	17,64 Aa	19,72 a	2,60ns
Média	28,56 A	17,58 A	20,73 B		
Teste F Média	3,48ns	0,08ns	2,79ns		
Teste F (E)	12,96**				
Teste F (P)	1,89ns				
Teste F (E x P)	2,23ns				
DMS 5% (E)	6,2				
DMS 5% (P)	5,84				
CV Ecossistema (E)	24,4				
CV Profundidade (P)	25,14				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 7. Carbono orgânico total do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>CARBONO ORGÂNICO TOTAL (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	24,32 Aa	15,46 Ba	11,42 Ca	17,07 a	44,78**
10-20	12,92 Ab	11,63 Ab	9,85 Aa	11,47 b	2,44 <sup>ns</sup>
20-40	10,82 Ab	7,75 Ac	9,27 Aa	9,28 c	2,42 <sup>ns</sup>
Média	16,02 A	11,62 B	10,18 B		
Teste F Média	53,26**	14,99**	1,24ns		
Teste F (E)	29,68**				
Teste F (P)	48,82**				
Teste F (E x P)	10,34**				
DMS 5% (E)	2,20				
DMS 5% (P)	2,07				
CV Ecossistema (E)	15,34				
CV Profundidade (P)	15,78				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 8. Carbono orgânico total do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>CARBONO ORGÂNICO TOTAL (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	15,58 Aa	14,49 Aa	9,46 Ba	13,18 a	8,86**
10-20	9,57 Ab	12,47 Aab	9,34 Aa	10,46 b	2,53ns
20-40	7,81 Ab	9,19 Ab	8,42 Aa	8,47 b	0,40ns
Média	10,99 AB	12,05 A	9,08 B		
Teste F Média	16,82**	7,25**	0,33ns		
Teste F (E)	4,17ns				
Teste F (P)	16,94**				
Teste F (E x P)	3,73*				
DMS 5% (E)	2,91				
DMS 5% (P)	2,07				
CV Ecossistema (E)	23,84				
CV Profundidade (P)	18,56				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 9. Carbono solúvel do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>CARBONO SOLÚVEL (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	18,39 Aa	10,95 Ba	7,12 Ca	12,16 a	38,74**
10-20	8,01 Ab	4,15 Bb	4,71 Bab	5,62 b	5,14**
20-40	2,87 Ac	3,32 Ab	2,48 Ab	2,89 c	0,21ns
Média	9,76 A	6,14 B	4,77 B		
Teste F Média	70,40**	19,78**	6,07**		
Teste F (E)	25,97**				
Teste F (P)	76,59**				
Teste F (E x P)	9,83**				
DMS 5% (E)	1,99				
DMS 5% (P)	1,96				
CV Ecossistema (E)	26,4				
CV Profundidade (P)	27,32				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 10. Carbono solúvel do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>CARBONO SOLÚVEL (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	10,02 Aa	8,68 Aa	2,58 Ba	7,09 a	80,39**
10-20	5,64 Ab	5,41 Ab	2,19 Ba	4,41 b	19,05**
20-40	3,07 Abc	3,67 Ac	1,63 Ba	2,79 c	5,61*
Média	6,24 A	5,92 A	2,13 B		
Teste F Média	88,84**	46,42**	1,62ns		
Teste F (E)	50,73**				
Teste F (P)	201,76**				
Teste F (E x P)	17,57**				
DMS 5% (E)	1,26				
DMS 5% (P)	0,77				
CV Ecossistema (E)	23,29				
CV Profundidade (P)	15,63				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 11. Carbono da biomassa microbiana sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA - CBM (<math>\mu\text{g C/g S.S.}</math>)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	445,21 Aa	694,70 Aa	443,74 Aa	527,88 a	0,57ns
10-20	492,48 Aa	373,86 ABb	212,51 Bab	359,61 b	0,20*
20-40	350,07 Aa	207,11 Ab	153,12 Ab	236,76 b	0,87ns
Média	429,25 A	425,22 A	269,79 A		
Teste F Média	0,45ns	3,11*	6,19**		
Teste F (E)	3,44*				
Teste F (P)	12,14**				
Teste F (E x P)	2,48ns				
DMS 5% (E)	270,10				
DMS 5% (P)	262,22				
CV Ecossistema (E)	3,72				
CV Profundidade (P)	2,36				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 12. Carbono da biomassa microbiana sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA - CBM (<math>\mu\text{g C/g S.S.}</math>)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	367,73 Aa	305,48 Aa	94,58 Ba	255,93 a	8,40*
10-20	256,95 ABa	351,73 Aa	85,62 Ba	231,43 a	10,68*
20-40	193,11 Aa	225,67 Aa	86,26 Aa	168,35 a	0,78ns
Média	272,60 A	294,29 A	88,82 B		
Teste F Média	3,39ns	4,95ns	0,29ns		
Teste F (E)	9,99**				
Teste F (P)	1,75ns				
Teste F (E x P)	0,82ns				
DMS 5% (E)	210,17				
DMS 5% (P)	213,25				
CV Ecossistema (E)	1,28				
CV Profundidade (P)	1,11				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 13. Atividade respiratória do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>ATIVIDADE RESPIRATÓRIA MICROBIANA (mg CO<sub>2</sub> liberado 100 g<sup>-1</sup> S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	239,43 Ba	258,88 Aa	276,64 Ca	171,82 a	25,05**
10-20	79,38 Ab	147,58 Ab	75,53 Ab	94,78 b	1,02ns
20-40	66,73 Ab	57,38 Ac	42,53 Ab	130,23 b	0,56ns
Média	197,14 A	160,66 A	39,02 B		
Teste F Média	59,68**	106,24**	17,11**		
Teste F (E)	7,69**				
Teste F (P)	163,24**				
Teste F (E x P)	9,90**				
DMS 5% (E)	4,31				
DMS 5% (P)	2,99				
CV Ecossistema (E)	27,63				
CV Profundidade (P)	21,02				

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 14. Atividade respiratória do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>ATIVIDADE RESPIRATÓRIA MICROBIANA (mg CO<sub>2</sub> liberado 100 g<sup>-1</sup> S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	164,59 Ba	201,80 Aa	81,23 Ca	149,20 a	41,84**
10-20	83,05 Bb	140,27 Ab	45,27 Bab	89,53 b	21,08**
20-40	57,63 Bb	77,26Ac	42,50 Bb	59,13 c	5,90**
Média	101,75 B	139,77 A	56,33 C		
Teste F Média	28,37**	42,22**	6,00**		
Teste F (E)	68,09**				
Teste F (P)	67,34**				
Teste F (E x P)	4,62**				
DMS 5% (E)	5,56				
DMS 5% (P)	5,64				
CV Ecossistema (E)	23,23				
CV Profundidade (P)	25,79				

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 15. Nitrificação potencial do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

NITRIFICAÇÃO POTENCIAL ( $\mu\text{g N-N}_0_3 / \text{g}^{-1} \text{ S.S.}$ )					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	124,29 Aa	108,11 Aa	106,80 Aa	113,07 a	1,70ns
10-20	81,84 Ab	99,79 Aa	69,57 Bb	83,73 b	4,14*
20-40	83,15 Ab	60,39 Ab	60,89 Ab	68,14 b	3,03ns
Média	96,43 A	89,43 A	79,09 B		
Teste F Média	7,52**	8,39**	7,68**		
Teste F (E)	18,62**				
Teste F (P)	20,15**				
Teste F (E x P)	1,72ns				
DMS 5% (E)	7,98				
DMS 5% (P)	18,34				
CV Ecossistema (E)	7,92				
CV Profundidade (P)	19,93				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 16. Nitrificação potencial do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

NITRIFICAÇÃO POTENCIAL ( $\mu\text{g N-N}_0_3 / \text{g}^{-1} \text{ S.S.}$ )					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	107,33 Aa	75,68 Ba	64,31 Ba	88,52 a	17,45**
10-20	59,19 Ab	70,87 Aa	62,56 Aa	65,30 b	0,59ns
20-40	60,66 Ab	62,42 Aa	67,81 Aa	64,20 b	0,42ns
Média	81,80 A	72,33 AB	64,89 B		
Teste F Média	18,18**	0,11ns	0,09ns		
Teste F (E)	8,84**				
Teste F (P)	6,89**				
Teste F (E x P)	5,74**				
DMS 5% (E)	11,25				
DMS 5% (P)	18,52				
CV Ecossistema (E)	13,52				
CV Profundidade (P)	24,35				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.



**Tabela 17. Ácido húmico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>ÁCIDO HÚMICO (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	3,45 Aa	2,34 Ba	1,82 Ba	2,53 a	11,51**
10-20	2,33 Ab	1,93 Aab	1,79 Aa	2,01 b	1,29ns
20-40	2,07 Ab	1,31 Ab	1,65 Aa	1,68 b	2,38ns
Média	2,61A	1,86B	1,76B		
Teste F Média	11,28**	5,56*	0,17ns		
Teste F (E)	7,79*				
Teste F (P)	11,74*				
Teste F (E x P)	2,64ns				
DMS 5% (E)	0,66				
DMS 5% (P)	0,45				
CV Ecossistema (E)	27,98				
CV Profundidade (P)	21,01				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 18. Ácido húmico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>ÁCIDO HÚMICO (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	2,62 Aa	1,80 Ba	1,65Ba	1,97 a	7,94**
10-20	1,65 Ab	1,82 Aa	1,48 Aa	1,65 ab	0,66ns
20-40	1,29 Ab	1,43 Aa	1,07 Aa	1,36 b	1,60ns
Média	1,95 A	1,68 A	1,35 A		
Teste F Média	14,01**	2,04ns	2,37ns		
Teste F (E)	3,39ns				
Teste F (P)	11,57**				
Teste F (E x P)	3,42*				
DMS 5% (E)	0,65				
DMS 5% (P)	0,32				
CV Ecossistema (E)	34,25				
CV Profundidade (P)	18,59				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 19. Ácido fúlvico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

<b>ÁCIDO FÚLVICO (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	1,70 Aa	1,33 Ba	1,25 Ba	1,43 a	14,75**
10-20	1,14 Ab	0,96 Ab	1,09 Aa	1,06 b	2,48ns
20-40	0,86 Ac	0,88 Ab	1,05 Aa	0,93 c	2,89ns
Média	1,23 A	1,05 B	1,13 AB		
Teste F Média	49,24**	16,31**	2,91ns		
Teste F (E)	5,73*				
Teste F (P)	53,90**				
Teste F (E x P)	7,28**				
DMS 5% (E)	0,14				
DMS 5% (P)	0,12				
CV Ecossistema (E)	11,43				
CV Profundidade (P)	10,57				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 20. Ácido fúlvico do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

<b>ÁCIDO FÚLVICO (mg C/g S.S.)</b>					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	2,01 Aa	1,37 Ba	1,62 ABa	1,67 a	7,49**
10-20	1,60 Aa	1,32 Aa	1,47 Aa	1,47 a	1,37ns
20-40	0,99 Ab	1,23 Aa	1,40 Aa	1,21 a	3,05ns
Média	1,53 A	1,31 A	1,50 A		
Teste F Média	20,07**	0,39ns	0,99ns		
Teste F (E)	2,86ns				
Teste F (P)	12,21**				
Teste F (E x P)	4,61**				
DMS 5% (E)	0,28				
DMS 5% (P)	0,23				
CV Ecossistema (E)	16,92				
CV Profundidade (P)	15,73				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 21. Taxa de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

TAXA DE HUMIFICAÇÃO (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	26,02	29,52	47,10	48,14 c	3,05ns
10-20	40,88	78,41	61,75	70,53 b	4,22*
20-40	77,54	103,67	105,42	70,84 a	0,97ns
Média	34,21 A	60,34 A	94,96 A		
Teste F Média	17,56**	22,88**	10,92**		
Teste F (E)	2,99ns				
Teste F (P)	46,66**				
Teste F (E x P)	2,35ns				
DMS 5% (E)	38,97				
DMS 5% (P)	25,85				
CV Ecossistema (E)	10,17				
CV Profundidade (P)	5,63				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 22. Taxa de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

TAXA DE HUMIFICAÇÃO (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	46,42	37,12	122,84	68,79 b	32,04**
10-20	59,95	58,20	135,73	84,63 a	19,89**
20-40	71,47	72,73	153,23	99,14 a	17,08**
Média	59,28 B	56,02 B	137,27 A		
Teste F Média	3,53ns	10,89**	1,42ns		
Teste F (E)	50,62**				
Teste F (P)	13,36**				
Teste F (E x P)	1,24ns				
DMS 5% (E)	0,14				
DMS 5% (P)	0,14				
CV Ecossistema (E)	5,42				
CV Profundidade (P)	4,31				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 23. Grau de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no inverno.**

GRAU DE HUMIFICAÇÃO (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	21,35	23,95	26,98	24,09 b	3,75*
10-20	27,26	25,33	29,58	27,39 a	2,15ns
20-40	27,70	28,71	29,74	28,71 a	0,49ns
Média	25,44 A	26,00 A	28,77 A		
Teste F Média	6,11**	2,90ns	1,17ns		
Teste F (E)	4,28**				
Teste F (P)	8,25**				
Teste F (E x P)	0,97ns				
DMS 5% (E)	3,40				
DMS 5% (P)	2,99				
CV Ecossistema (E)	11,16				
CV Profundidade (P)	10,73				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 24. Grau de humificação do solo sob diferentes ecossistemas e profundidades do solo no verão.**

GRAU DE HUMIFICAÇÃO (%)					
Profundidade (cm)	Ecossistema			Média	Teste F Média
	Floresta	Pastagem	Cultura anual		
0-10	31,69	22,17	32,96	28,94 a	3,93*
10-20	33,38	25,36	33,87	30,87 a	2,58ns
20-40	33,88	29,07	32,11	31,69 a	0,67ns
Média	32,98 A	25,54 B	32,98 A		
Teste F Média	0,14ns	1,24ns	0,08ns		
Teste F (E)	7,53*				
Teste F (P)	0,62ns				
Teste F (E x P)	0,42ns				
DMS 5% (E)	6,18				
DMS 5% (P)	6,44				
CV Ecossistema (E)	17,78				
CV Profundidade (P)	20,29				

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na linha (maiúscula - Ecossistema) e na coluna (minúscula - Profundidade), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 25.** Análise de correlação entre atributos químicos e microbiológicos do solo.

	CO <sub>2</sub>	carbono orgânico total	Carbono solúvel	Carbono biomassa	Ác. Húmico	Ác. Fúlvico	NP	GH
C orgânico	0,53**							
C solúvel	0,54**	0,92**						
C biomassa	0,49**	0,44**	0,49**					
Ác. Húmico	0,35*	0,90**	0,81**	0,37*				
Ác. Fúlvico	0,54**	0,87**	0,91**	0,42**	0,77**			
NP	0,64**	0,76**	0,76**	0,54**	0,66**	0,71**		
TH	-0,55**	-0,64**	-0,55**	-0,38*	-0,31 <sup>ns</sup>	-0,40*	-0,54**	
GH	-0,52**	-0,61**	-0,75**	-0,65**	-0,50**	-0,73**	-0,60**	0,42*

\*,\*\* Significativo ( $P>0,05$ ) e ( $P<0,05$ ) respectivamente; ns, não significativo ( $P>0,05$ ).

CO<sub>2</sub>: respiração microbiana do solo, NP: nitrificação potencial, TH: taxa de humificação, GH: grau de humificação.

## 8.2 Decomposição Microbiana da soja

**Tabela 26. Carbono orgânico do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBONO ORGÂNICO (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	12,87 bcB	17,86 aA	13,06 abB	13,53 bB	14,33 bc	19,60**
Folha Superfície	11,22 cC	16,80 aA	12,34 bBC	13,43 bB	13,45 c	20,32**
Folha Incorporada	11,58 cC	17,69 aA	13,51 abBC	13,77 bB	14,14 c	22,99**
Caule Superfície	15,13 aAB	16,70 aA	14,56 aB	15,32 abAB	15,43 a	2,89*
Caule Incorporada	14,58 abBC	16,93 aA	13,80 abC	16,12 aAB	15,35 ab	7,09**
Média	13,08 c	17,19 a	14,45 c	14,43 b		
Teste F Média	10,69**	1,01ns	2,39*	5,14**		
Teste F (V)	9,98**					
Teste F (P)	60,57**					
Teste F (VxP)	3,08**					
DMS 5% (V)	1,07					
DMS 5% (P)	0,90					
CV	6,36					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 27. Carbono orgânico do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBONO ORGÂNICO (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	5,19 bA	5,09 aA	4,08 bA	4,92 aA	4,82 b	0,93ns
Folha Superfície	8,58 aA	5,88 aB	6,05 abB	5,21 aB	5,88 a	8,04**
Folha Incorporada	7,01 abA	5,13 aA	6,14 abA	5,31 aA	5,90 a	2,71ns
Caule Superfície	7,33 aA	4,96 aB	5,54 abAB	5,69 aAB	6,34 a	3,80*
Caule Incorporada	8,58 aA	5,55 aB	6,36 aB	4,98 aB	6,42 a	8,55**
Média	7,32 a	5,32 b	5,63 b	5,22 b		
Teste F Média	6,89**	0,53ns	3,09*	0,34ns		
Teste F (V)	5,99**					
Teste F (P)	17,54**					
Teste F (VxP)	1,62ns					
DMS 5% (V)	1,05					
DMS 5% (P)	0,88					
CV	15,40					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 28. Carbono solúvel do solo L<sub>Vef</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBONO SOLÚVEL (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	1,52 bC	3,85 bA	2,09 cBC	2,47 bB	2,48 c	30,25**
Folha Superfície	1,45 bC	4,76 aA	2,87 bB	2,66 bB	2,93 b	57,86**
Folha Incorporada	2,01 aBC	5,32 aA	3,11 abB	2,63 bBC	3,27 ab	64,14**
Caule Superfície	1,48 bB	3,69 bA	3,11 aAB	3,54 aA	2,95 b	31,43**
Caule Incorporada	2,61 aC	4,79 aA	3,69 aB	3,02 abBC	3,53 a	27,97**
Média	1,81 c	4,48 a	2,97 b	2,86 b		
Teste F Média	7,69**	14,75**	10,36**	5,62**		
Teste F (V)	19,11**					
Teste F (P)	185,90**					
Teste F (VxP)	6,44**					
DMS 5% (V)	0,36					
DMS 5% (P)	0,30					
CV	10,28					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 29. Carbono solúvel do solo L<sub>Vd</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBONO SOLÚVEL (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	0,01 cC	1,40 dA	0,65 dB	0,48 cB	0,63 c	38,61**
Folha Superfície	0,70 bC	2,75 abA	1,51 bB	1,35 aB	1,58 b	84,62**
Folha Incorporada	0,28 cD	2,97 aA	2,01 aB	1,11 aBC	1,59 b	155,73**
Caule Superfície	3,12 aA	2,39 bcB	1,09 cC	1,22 aBC	1,96 a	109,28**
Caule Incorporada	3,16 aA	2,22 cB	1,17 bcC	0,91 bC	1,96 a	123,44**
Média	1,45 b	2,35 a	1,28 c	1,01 d		
Teste F Média	280,74**	42,34**	29,78**	13,43**		
Teste F (V)	127,29**					
Teste F (P)	193,03**					
Teste F (VxP)	79,66**					
DMS 5% (V)	0,18					
DMS 5% (P)	0,15					
CV	10,53					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 30. Carboidratos totais do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBOIDRATOS TOTAIS (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	580,45 aBC	1414,03 abA	1005,96 cB	1148,83 bB	1037,32 b	74,56**
Folha Superfície	656,36 aBC	1312,57 bA	1039,05 bcB	1134,77 bB	1035,69 b	47,18**
Folha Incorporada	662,09 aBC	1471,17 abA	1193,66 abB	1330,54 aAB	1164,36 a	76,78**
Caule Superfície	692,26 aC	1356,77 abA	1128,05 abCB	1355,80 aA	1133,22 a	60,21**
Caule Incorporada	509,77 bC	1485,38 aA	1209,13 aB	1312,76 aB	1129,26 a	112,78**
Média	620,18 d	1407,98 a	1115,17 c	1256,54 b		
Teste F Média	3,38**	3,34**	5,05**	6,90**		
Teste F (V)	8,70**					
Teste F (P)	358,25**					
Teste F (VxP)	3,32**					
DMS 5% (V)	81,49					
DMS 5% (P)	68,41					
CV	6,35					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 31. Carboidratos totais do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

CARBOIDRATOS TOTAIS (mg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	256,30 cAB	541,92 aA	454,11 abAB	428,44 bA	420,19 ab	25,52**
Folha Superfície	195,89 bB	545,43 aA	512,71 aAB	502,35 aA	439,09 ab	47,53**
Folha Incorporada	324,27 bA	515,51 aA	554,30 aA	476,16 aA	467,56 a	18,10**
Caule Superfície	83,62 bC	511,42 aA	543,87 aAB	475,87 aA	403,69 b	82,66**
Caule Incorporada	161,86 cBC	531,33 aA	490,38 abAB	441,08 bA	406,16 b	49,78**
Média	204,39 c	529,12 a	511,07 a	464,78 b		
Teste F Média	14,96**	0,41ns	2,95*	1,58ns		
Teste F (V)	5,02**					
Teste F (P)	203,75**					
Teste F (VxP)	4,96**					
DMS 5% (V)	47,81					
DMS 5% (P)	40,13					
CV	9,59					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.



**Tabela 32. Ácido húmico do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.**

ÁCIDO HÚMICO ( $\mu\text{g C/g S.S.}$ )						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	184,33 aB	103,66 abC	232,16 abA	98,66 aC	154,70 a	40,96**
Folha Superfície	165,66 aB	103,00 abC	252,66 aA	106,33 aC	156,91a	47,73**
Folha Incorporada	169,00 aB	90,66 bC	246,66 aA	122,33 aC	157,16 a	44,73**
Caule Superfície	159,33 aB	100,00 abC	250,66 aA	115,33 aC	156,33 a	44,66**
Caule Incorporada	169,66 aAB	138,00 aBC	200,00 bA	111,00 aC	154,66 a	14,48**
Média	169,60 b	107,06 c	236,43 a	110,73 c		
Teste F Média	0,82ns	3,17*	4,66**	0,78ns		
Teste F (V)	0,056ns					
Teste F (P)	180,08**					
Teste F (VxP)	3,12**					
DMS 5% (V)	0,20					
DMS 5% (P)	0,17					
CV	11,26					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 33. Ácido húmico do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

ÁCIDO HÚMICO ( $\mu\text{g C/g S.S.}$ )						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	74,66 aB	11,66 aB	70,33 aB	171,66 aA	82,08 a	12,42**
Folha Superfície	94,66 aA	38,33 aAB	92,00 aA	16,66 bB	60,41 a	4,31**
Folha Incorporada	88,33 aA	73,66 aA	94,66 aA	25,66 bA	70,58 a	2,75ns
Caule Superfície	67,33 aA	53,33 aA	66,66 aA	19,33 bA	51,66 a	1,43ns
Caule Incorporada	59,00 aA	39,66 aA	78,33 aA	29,33 bA	51,58 a	1,32ns
Média	76,80 a	43,33 b	80,40 a	52,53 ab		
Teste F Média	0,61ns	1,45ns	0,44ns	12,61**		
Teste F (V)	10,10**					
Teste F (P)	40,28**					
Teste F (VxP)	26,18**					
DMS 5% (V)	0,37					
DMS 5% (P)	0,31					
CV	51,48					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 34. Ácido fúlvico do solo L<sub>Vef</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

ÁCIDO FÚLVICO (µg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	137,00 aB	67,33 aC	112,03 aBC	374,00 abA	172,59 a	123,54**
Folha Superfície	134,33 aB	69,00 aC	114,00 aBC	413,00 aA	182,58 a	159,45**
Folha Incorporada	137,66 aB	33,33 aC	109,00 aB	420,00 aA	175,00 a	187,45**
Caule Superfície	136,33 aB	65,66 aC	117,00 aB	355,00 bA	168,50 a	107,09**
Caule Incorporada	119,33 aB	37,00 aC	131,66 aB	392,00 abA	170,00 a	155,05**
Média	132,93 b	54,46 c	116,74 b	390,80 a		
Teste F Média	0,38ns	2,05ns	0,51ns	4,76**		
Teste F (V)	0,80ns					
Teste F (P)	723,38**					
Teste F (VxP)	2,30*					
DMS 5% (V)	0,24					
DMS 5% (P)	0,20					
CV	12,32					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 35. Ácido fúlvico do solo L<sub>Vd</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

ÁCIDO FÚLVICO (µg C/g S.S.)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	69,33 bB	4,00 cC	66,33 aB	128,00 abA	64,91 b	70,03**
Folha Superfície	95,00 abB	8,00 bcC	77,00 aB	131,00 abA	77,75 ab	64,01**
Folha Incorporada	79,33 bB	33,00 abC	77,33 aB	153,00 aA	85,66 a	59,36**
Caule Superfície	112,33 aA	37,33 aB	60,00 aB	129,00 abA	84,66 a	44,65**
Caule Incorporada	91,33 abB	13,00 abcD	59,33 aB	122,66 bA	71,58 b	52,67**
Média	89,46 b	17,46 d	68,00 c	132,73 a		
Teste F Média	6,39**	7,24**	1,86ns	3,31**		
Teste F (V)	7,43**					
Teste F (P)	257,58**					
Teste F (VxP)	3,78**					
DMS 5% (V)	0,13					
DMS 5% (P)	0,10					
CV	14,53					

\*, \*\* significativo (P<0,05) e (P<0,01), respectivamente. ns: não significativo (P>0,05). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 36. Taxa de humificação do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.**

TAXA DE HUMIFICAÇÃO (%)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	25,00 abB	19,31 aC	26,36 aB	34,77 abA	26,36 ab	20,00**
Folha Superfície	26,73 aBC	21,81 aC	29,69 aB	38,69 aA	29,23 a	24,70**
Folha Incorporada	26,53 aB	20,18 aC	26,40 aB	39,57 aA	28,17 a	32,66**
Caule Superfície	19,68 bC	22,00 aBC	25,24 aB	30,70 bA	24,40 b	11,20**
Caule Incorporada	19,80 bB	19,59 aB	24,11 aB	31,59 bA	23,77 b	15,45**
Média	23,55 c	20,58 d	26,36 b	35,06 a		
Teste F Média	6,15**	0,77ns	2,13ns	7,92**		
Teste F (V)	10,80**					
Teste F (P)	95,79**					
Teste F (VxP)	2,06*					
DMS 5% (V)	2,88					
DMS 5% (P)	2,42					
CV	9,37					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 37. Taxa de humificação do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

TAXA DE HUMIFICAÇÃO (%)						
Vegetação (V)	Período (P)				Média	Teste F Média
	0	50	100	200		
Sem vegetação	27,89 aB	26,81 aB	33,40 aB	60,25 aA	37,09 a	15,37**
Folha Superfície	23,31 aA	28,85 aA	28,69 aA	28,38 bA	27,31 b	0,44ns
Folha Incorporada	25,66 aA	33,35 aA	28,11 aA	33,89 bA	30,25 ab	1,00ns
Caule Superfície	24,85 aA	25,45 aA	22,79 aA	26,13 bA	24,80 b	0,13ns
Caule Incorporada	18,14 aA	24,81 aA	21,75 aA	30,52 bA	23,81 b	1,71ns
Média	23,97 b	27,85 b	26,95 b	35,83 a		
Teste F Média	0,83ns	0,73ns	1,40ns	12,11**		
Teste F (V)	7,09**					
Teste F (P)	8,00**					
Teste F (VxP)	2,66**					
DMS 5% (V)	8,09					
DMS 5% (P)	6,79					
CV	24,21					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 38. Atividade da desidrogenase do solo L<sub>Vef</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	DESIDROGENASE ( $\mu\text{g TFFg}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	53,80 cB	81,97 aA	69,74 bAB	84,91 aA	72,42 c	7,40**
Folha Superfície	55,33 cB	81,15 aA	54,52 bcB	45,57 bB	59,14 d	8,87**
Folha Incorporada	81,74 bA	78,92 aA	46,04 cB	51,22 bB	64,48 cd	12,88**
Caule Superfície	68,31 bcB	81,97 aB	107,71 aA	85,31 aB	85,82 b	10,08**
Caule Incorporada	106,01 aAB	87,59 aB	113,31 aA	88,11 aB	98,75 a	6,33**
Média	73,04 b	82,17 a	78,26 ab	71,02 b		
Teste F Média	17,65**	0,39ns	35,62**	16,33**		
Teste F (V)	39,45**					
Teste F (P)	4,83**					
Teste F (VxP)	10,18**					
DMS 5% (V)	10,39					
DMS 5% (P)	8,72					
CV	11,70					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 39. Atividade da desidrogenase do solo L<sub>Vd</sub> resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	DESIDROGENASE ( $\mu\text{g TFFg}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	12,08 cB	8,93 aB	39,56 aA	5,57 aB	16,71 a	13,70**
Folha Superfície	52,41 aA	9,49 aB	15,24 bB	8,54 aB	21,42 a	24,79**
Folha Incorporada	24,87 bcA	13,57 aAB	12,80 bAB	6,75 aB	14,50 a	3,24*
Caule Superfície	51,84 aA	11,56 aB	21,40 bB	6,15 aB	22,74 a	23,69**
Caule Incorporada	37,31 abA	13,70 aBC	28,23 abAB	6,60 aB	21,46 a	10,97**
Média	35,84 a	11,45 c	23,44 b	6,72 c		
Teste F Média	16,84**	0,28ns	6,65**	0,07ns		
Teste F (V)	2,88*					
Teste F (P)	48,45**					
Teste F (VxP)	6,98**					
DMS 5% (V)	8,46					
DMS 5% (P)	7,10					
CV	37,48					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 40. Atividade da fosfatase do solo LVef resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	FOSFATASE ( $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	625,32 aC	867,48 aA	749,34 bB	317,49 abD	639,91 a	83,62**
Folha Superfície	618,46 aC	931,67 aA	748,41 bB	268,16 bD	641,67 a	117,29**
Folha Incorporada	648,27 aB	884,75 aA	802,25 abA	302,81 abC	659,52 a	98,83**
Caule Superfície	579,96 aB	885,17 aA	789,62 abA	321,02 abC	643,94 a	93,51**
Caule Incorporada	546,27 aB	913,96 aA	864,99 aA	375,87 aC	675,27 a	99,22**
Média	603,65 c	896,60 a	790,92 b	317,07 d		
Teste F Média	2,44ns	0,99ns	3,41**	2,26*		
Teste F (V)	1,36ns					
Teste F (P)	482,14**					
Teste F (VxP)	2,58**					
DMS 5% (V)	52,26					
DMS 5% (P)	43,87					
CV	6,87					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 41. Atividade da fosfatase do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	FOSFATASE ( $\mu\text{g p-NF g}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	175,53 cBC	246,05 abB	283,42 abA	166,77 aC	217,94 b	8,97**
Folha Superfície	403,63 aA	219,16 bAB	252,78 abAB	153,22 abC	275,20 a	30,37**
Folha Incorporada	270,89 bA	299,02 aA	211,61 bB	86,49 bC	217,00 b	25,23**
Caule Superfície	257,58 bA	306,13 aA	246,58 abA	114,60 abB	231,22 b	19,04**
Caule Incorporada	247,20 bcB	361,00 aA	294,86 aAB	101,28 abC	251,08 ab	34,46**
Média	270,96 ab	300,67 a	257,85 b	124,47 c		
Teste F Média	19,46**	4,78**	3,05*	3,32**		
Teste F (V)	6,92**					
Teste F (P)	86,47**					
Teste F (VxP)	7,90**					
DMS 5% (V)	37,93					
DMS 5% (P)	31,84					
CV	13,64					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 42. Atividade da urease do solo LVeF resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	UREASE ( $\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	24,58 bC	51,07 abB	88,40 abA	62,89 cB	56,73 b	33,36**
Folha Superfície	25,69 bC	44,84 bB	71,38 bA	86,06 bA	56,99 b	34,52**
Folha Incorporada	41,43 abB	47,52 abB	75,23 bA	81,73 bA	61,48 b	18,94**
Caule Superfície	24,77 bD	63,52 aC	96,40 aB	124,24 bA	77,23 a	87,40**
Caule Incorporada	45,83 aD	63,99 aC	103,23 aB	128,67 abA	85,43 a	66,76**
Média	32,46 d	54,19 c	86,92 b	96,72 a		
Teste F Média	5,06**	3,85**	8,74**	38,74**		
Teste F (V)	32,26**					
Teste F (P)	208,78**					
Teste F (VxP)	8,05**					
DMS 5% (V)	9,26					
DMS 5% (P)	7,77					
CV	11,76					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 43. Atividade da urease do solo LVd resultante da decomposição temporal da soja.**

Vegetação (V)	UREASE ( $\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1}$ )				Média	Teste F Média
	Período (P)					
	0	50	100	200		
Sem vegetação	8,60 bC	12,74 cBC	15,67 cAB	20,00 cA	14,25 c	16,18**
Folha Superfície	5,72 bC	10,97 cB	15,07 cC	21,70 bcAB	13,36 c	31,92**
Folha Incorporada	15,44 aB	11,07 cBC	8,77 dC	26,73 aA	15,50 c	44,65**
Caule Superfície	19,28 aB	17,95 bB	21,48 bAB	25,09 abA	20,95 b	6,83**
Caule Incorporada	16,98 aC	28,49 aA	32,31 aA	22,75 abcB	25,13 a	31,53**
Média	13,20 d	16,24 c	18,66 b	23,25 a		
Teste F Média	23,39**	38,52**	55,04**	5,03**		
Teste F (V)	71,01**					
Teste F (P)	63,15**					
Teste F (VxP)	16,99**					
DMS 5% (V)	2,41					
DMS 5% (P)	2,02					
CV	11,59					

\*, \*\* significativo ( $P < 0,05$ ) e ( $P < 0,01$ ), respectivamente. ns: não significativo ( $P > 0,05$ ). Médias seguidas de mesma letra, na coluna (minúscula - Vegetação) e na linha (maiúscula - Período), não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.