

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS NO SISTEMA DE PLANTIO
DIRETO E CONVENCIONAL EM SOLOS COM DIFERENTES TEORES
DE ARGILA**

MARIANA DE MELO ROCHA

Tese apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP –
Campus de Botucatu, para obtenção
do título de Doutor em Agronomia –
Área de Concentração em Energia na
Agricultura

BOTUCATU – SP
Maio - 2002

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS NO SISTEMA DE PLANTIO
DIRETO E CONVENCIONAL EM SOLOS COM DIFERENTES TEORES
DE ARGILA**

MARIANA DE MELO ROCHA

Orientadora: Profa. Dra. Marli Teixeira de Almeida Minhoni

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu, para obtenção do título de Doutor em Agronomia – Área de Concentração em Energia na Agricultura.

BOTUCATU – SP
Maio - 2002

AGRADECIMENTOS

À Profa. Dra. Marli Teixeira de Almeida Minhoni, pela orientação, confiança, amizade e, principalmente, pelo conhecimento e qualidade com os quais ensinou-me os fundamentos da microbiologia do solo.

Aos coordenadores do curso de Pós-Graduação em Energia na Agricultura, da UNESP/FCA, pela oportunidade concedida e ao seu corpo docente pelos ensinamentos.

Ao Prof. Augusto Ferreira da Eira, pela convivência diária, exemplo e sugestões.

Ao Prof. Celso Graner, pelo exemplo, sugestões e valiosa ajuda nos trabalhos laboratoriais.

Aos proprietários das fazendas utilizadas como áreas experimentais Irineu, Guisepe de Angellis e André Vicentini pela oportunidade de desenvolvimento desta pesquisa.

À cooperativa agrícola do município de Pedrinhas Paulista (SP), especialmente ao agrônomo Rubens Ernesto Cimonetti, pela atenção e disposição dos dados meteorológicos.

Aos amigos Edson Massao Tanaka e Saltavore de Angellis, pelo apoio técnico.

À amiga Elisângela Loureiro pelo convívio, amizade e conversas diárias.

Aos colegas de laboratório, pelo convívio saudável.

Aos funcionários da Biblioteca da UNESP/FCA pela amizade, atenção e disposição constantes.

Ao CNPq pela concessão da bolsa de estudo.

À FAPESP pelo auxílio financeiro a esta pesquisa.

Às famílias Kraide Fellet, Mariano de Oliveira e Álvares de Oliveira, pelo carinho, apoio e consideração.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

*Uma homenagem especial à minha família,
por me ensinarem que ter caráter, ser solidária,
honestas, independentes e profissionais,
são qualidades de poucos.*

Ao meu pai, que escreveu:

RASCUNHO DA MEMÓRIA

Todo trabalho deve gerar Previdência.

Todo cidadão deve ganhar de acordo com suas necessidades, capacidade e trabalho.

Todo trabalho produtivo deve ter ordem e progresso e submeter-se a uma única hierarquia que são princípios morais e éticos, além de beneficiar a comunidade como um todo.

“Só o amor constrói para a eternidade”.

Ser médico foi um teste de múltipla escolha em que outras alternativas me foram negadas:

- a) Padre: minha formação é protestante.
- b) Pastor: espírito ecumênico não coadunava.
- c) Militar: teria quer ser alto e forte.
- d) Comerciante: não tinha a menor vocação.
- e) Médico: estamos aqui.

Radiologista: por que exigia uma formação generalista, embora superficial de todo o panorama médico, o que possibilitaria em qualquer época me dedicar a uma sub-especialidade. Permitiria sair do geral para o particular sem perder a visão panorâmica do micro universo.

Sem Penicilina eu não teria nascido.

Se nascido, teria 50 % de chance de ser órfão de mãe.

Nasci no fim da Segunda Guerra Mundial.

Da Península Ibérica sopravam os ventos do nazi-fascismo

Vinham também ventos de esperança da liberdade recém instalada na Alemanha.

Éramos governados sob influencia americana e todos os patriotas, cientistas políticos e militares, perseguidos. Exemplo: Monteiro Lobato, etc..

Com três meses de idade mudei de herói, do Guia Lopes para a terra de Antônio João. Meus primeiros 200 km foram no colo da mãe que migrou atrás de uma escola confessional de assistência médica hospitalar e de uma estrutura fundiária fértil e justa.

Quinto filho de uma série de nove. Apanhei dos mais velhos por ser mais fraco. Não bati nos mais jovens por ser mais forte.

Morte de Getúlio.

Guerra na Coréia.

Expulsão da escola e Igreja Presbiteriana.

Não aceito nas Escolas jesuítas.

Leituras da História da Filosofia e Geografia.

Libertação de Cuba por Fidel.

Bom desempenho nos Colégios.

Contra revolução de 64.

O Brasil continua com oposições consentidas.

Há um relativo progresso social mas as liberdades continuam contidas.

Ingresso na Universidade.

Período extremamente fértil.

Dois grandes mestres influenciam minha formação científica: Américo Piquet Carneiro e Ítalo Suassuna.

Participei dos movimentos estudantis.

Fui acordado com baioneta.

Vi assassinatos políticos.

Formado em 1973: Curso de especialização na Universidade de São Paulo.

Casei, sou feliz. Tenho 4 metástases. Todas bilíngües. Todo dinheiro que ganhei no exercício legal, moral e ético da profissão, investi na educação das metástases, que o Grande Arquiteto do Universo deixou sob minha proteção.

Trabalhei em Franca - SP, uma temporada.

E, finalmente, vim para minha terra.

Tenho feito reciclagens na Universidade de São Paulo.

O panorama político de 68 até hoje continua monotonamente igual. O ditador Cardoso não difere de Castelo Branco. O nazismo renasce na Europa e floresce nas ex-repúblicas Soviéticas.

A terra de Antônio João atacada pela praga da monocultura destrói a estrutura fundiária.

Apesar disso, sinto-me feliz por que dois espaços democráticos de cultura: UFMS e UEMS, adubam e fazem renascer as esperanças.

Parece que num futuro breve teremos Democracia.

Edson de Melo Rocha (20/03/2000)

ÍNDICE

	Página
RESUMO	XII
SUMMARY	XIV
RESUMO _____	XII
SUMMARY _____	XIV
1. INTRODUÇÃO _____	17
2. REVISÃO DE LITERATURA _____	20
2.1. Sistemas de manejo e as características do solo _____	20
2.2. A matéria orgânica e os microorganismos do solo _____	25
2.3. Atividade microbiana do solo _____	31
2.4. Biomassa microbiana _____	37
2.5. Transformações do Nitrogênio no solo _____	46
2.5.1. Amonificação _____	47
2.5.2. Nitrificação _____	51
3. MATERIAIS E MÉTODOS _____	56
3.1. Localização da área experimental _____	56
3.2. Delineamento Experimental _____	57
3.3. Características Climáticas da área experimental _____	57
3.4. Manejos agrícolas realizados na área experimental. _____	60
3.5. Caracterização química e física do solo na área experimental _____	60

3.6. Coleta das amostras	63
3.7. Parâmetros analisados	64
3.7.1. Biomassa microbiana – método da Fumigação-Incubação (FI)	64
3.7.2. Respiração basal do solo	66
3.7.3. Quociente metabólico	67
3.7.4. Quantificação de grupos microbianos	68
4. Análise estatística	73
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	74
5.1. Carbono da biomassa microbiana	74
5.2. Atividade Respiratória	83
5.2.1. Taxa diária média de C-CO ₂ liberado (período 0-30 dias de incubação)	83
5.2.2. Dados cumulativos de CO ₂ liberado	89
5.2.3. Quociente respiratório	98
5.3. Contagem de microorganismos	105
5.3.1. Número Mais Provável de Bactérias	106
5.3.2. Número Mais Provável de Fungos	112
5.3.3. Número Mais Provável de Microorganismos Amonificantes	122
5.3.4. Número Mais Provável de Microorganismos Oxidantes do Amônio	128
5.3.5. Número Mais Provável de Microorganismos Oxidantes do Nítrito	134
6. CONCLUSÕES	141
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	143

LISTA DE QUADROS

Quadro 1. Características químicas dos solos do experimento (Setembro/2000). _____	61
Quadro 2. Características físicas dos solos do experimento (Setembro/2000). _____	62
Quadro 3. Composição dos meios de cultura utilizados para determinação do Número Mais Provável de bactérias (Burnett et al., 1957) e fungos (Martin, 1950). _____	69
Quadro 4. Composição do meio de cultura utilizado para determinação do Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (Embrapa, 1994). _____	69
Quadro 5. Composição dos meios de cultura utilizados para determinação do Número Mais Provável de microorganismos nitrificantes (Schmidt & Belser, 1982). _____	70
Quadro 6. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro carbono da biomassa microbiana (método da fumigação-incubação). _____	76
Quadro 7. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro taxa diária média C-CO ₂ liberado, aos 10 dias do período de incubação. _____	85
Quadro 8. Síntese da análise de variância e do teste de médias para os dados acumulados de C-CO ₂ liberado pelo solo, ao longo de 30 dias de incubação. _____	92
Quadro 9. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro qCO ₂ . _____	100
Quadro 10. Número Mais Provável de bactérias (médias de 6 repetições). _____	108
Quadro 11. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de bactérias (dados transformados em log x). _____	109
Quadro 12. Número Mais Provável de fungos (médias de 6 repetições). _____	115
Quadro 13. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de fungos (dados transformados em log x). _____	116

Quadro 14. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (dados transformados em log x).	124
Quadro 15. Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (médias de 6 repetições).	125
Quadro 16. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio (dados transformados em log x).	130
Quadro 17. Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio (médias de 6 repetições).	131
Quadro 18. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito (dados transformados em log x).	136
Quadro 19. Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito (médias de 6 repetições).	137

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
1	Temperatura máxima e mínima do ar, em °C, na região da área experimental, ao longo do período de coleta. _____ 55
2	Umidade relativa do ar, em %, na região da área experimental, ao longo do período de coleta. _____ 56
3	Pluviosidade, em mm, na região da área experimental, ao longo do período de coleta. _____ 56
4	Quantidade de carbono da biomassa microbiana, em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, para cada um dos tratamentos, nos períodos de coleta de Dezembro de 2000 a Março de 2001. Média de 9 repetições. _____ 79
5	Quantidade de carbono da biomassa microbiana, em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, para cada um dos tratamentos, nos períodos de coleta de Abril a Julho de 2001. Média de 9 repetições. _____ 80
6	Quantidade de carbono da biomassa microbiana, em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, para cada um dos tratamentos, nos períodos de coleta de Agosto a Novembro de 2001. Média de 9 repetições. _____ 81
7	Taxa diária média de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo dia ⁻¹ , ao longo de 30 dias de incubação, nos períodos de coleta de Dezembro de 2000 a Março de 2001, para cada um dos tratamentos. Médias de 9 repetições. ____ 85
8	Taxa diária média de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo dia ⁻¹ , ao longo de 30 dias de incubação, nos períodos de coleta de Abril a Julho de 2001, para cada um dos tratamentos. Média de 9 repetições. _____ 86
9	Taxa diária média de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo dia ⁻¹ , ao longo de 30 dias de incubação, nos períodos de coleta de Agosto a Novembro de 2001, para cada um dos tratamentos. Média de 9 repetições. _____ 87
10	Dados acumulados de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo, em cada tratamento, ao longo do período de incubação, para os períodos de coleta de Dezembro de 2000 a Março de 2001. Média de 9 repetições. _____ 93

11	Dados acumulados de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo, em cada tratamento, ao longo do período de incubação, para os períodos de coleta de Abril a Julho de 2001. Média de 9 repetições. _____	94
12	Dados acumulados de C-CO ₂ liberado, em $\mu\text{g g}^{-1}$ de solo, em cada tratamento, ao longo do período de incubação, nos períodos de coleta de Agosto a Novembro de 2001. Média de 9 repetições. _____	95
13	Dados de qCO ₂ , em C-CO ₂ liberado μg de carbono da biomassa ⁻¹ hora ⁻¹ , para solos sob sistema de plantio direto e convencional, ao longo do período de coleta. _____	108
14	Log do número de propágulos viáveis de bactérias g^{-1} de solo, ao longo do período de coleta (método de gotas). _____	112
15	Log do número de propágulos viáveis de fungos g^{-1} de solo, ao longo do período de amostragem (método de gotas). _____	119
16	Log do número de propágulos viáveis de microorganismos amonificantes g^{-1} de solo, ao longo do período de coleta. _____	129
17	Log do número de propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do amônio g^{-1} de solo, ao longo do período de coleta. _____	135
18	Log do número de propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do nitrito g^{-1} de solo, ao longo do período de coleta. _____	142

PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS NO SISTEMA DE PLANTIO DIRETO E CONVENCIONAL EM SOLOS COM DIFERENTES TEORES DE ARGILA. Botucatu, 2002. 171p. Tese (Doutorado em Agronomia/Energia na Agricultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Autora: MARIANA DE MELO ROCHA

Orientadora: Profa. Dra. Marli Teixeira de Almeida Minhoni

RESUMO

O manejo agrícola altera, em muito, as características físicas, químicas e biológicas dos solos. A cultura e as condições climáticas, assim como o tipo de solo propriamente dito, afetam a decomposição da matéria orgânica do solo e, conseqüentemente, a biogeociclagem dos nutrientes. A matéria orgânica é uma característica importante em relação à fertilidade do solo, de modo que o impacto do uso do solo precisa ser avaliado principalmente em agroecossistemas. O conhecimento dos efeitos do uso da terra e das práticas agrícolas sobre a comunidade microbiana é de fundamental importância, em vista das importantes funções que os microorganismos desempenham no solo e que irão se refletir na produtividade agrícola. Neste sentido, uma avaliação da biomassa microbiana e de microorganismos do solo pode evidenciar diversas alterações no ecossistema do solo que estão associadas ao teor de argila e/ou sistemas de plantio. No presente estudo, caracterizou-se a camada superficial do perfil de solos sob plantio direto e plantio convencional em quatro fazendas no Brasil em relação a alguns de seus componentes microbiológicos. Para tanto, analisou-se, mensalmente, a respiração do solo, a biomassa microbiana e grupos de microorganismos. A avaliação da biomassa microbiana foi feita através da técnica da fumigação-incubação (FI), utilizando-se a Equação: [(C-CO₂ liberado pelo solo fumigado, no período de 0-10 dias de incubação) – (C-CO₂ liberado pelo solo não-fumigado, ao longo de

10-20 dias de incubação)]/0,45. Os cálculos indicaram um conteúdo de carbono da biomassa microbiana significativamente maior nos solos sob sistema de plantio direto em relação àqueles sob plantio convencional, na camada amostrada (0-10 cm de profundidade). Quantidades significativamente maiores de C-CO₂ liberado foram encontradas no solo sob plantio direto em relação ao plantio convencional. Estas observações confirmam que o sistema de manejo pode afetar a atividade biológica em solos agrícolas, ainda que os valores de qCO₂ não tenham sido diferentes significativamente entre os dois sistemas de plantio, nos solos estudados. Os números de bactérias e fungos totais foram avaliados através do plaqueamento em gotas como variante da técnica do Número Mais Provável, enquanto que para microorganismos amonificantes e nitrificantes (oxidantes do amônio e do nitrito) utilizou-se a técnica convencional do Número Mais Provável em meios líquidos enriquecidos. As contagens de bactérias, fungos e nitrificantes foram 35, 30, 41 e 48% maiores em solos sob plantio convencional em relação ao plantio direto. Somente as contagens de microorganismos amonificantes foram significativamente maiores em solos sob sistema de plantio direto em relação àqueles sob plantio convencional. Muitas das diferenças observadas estão associadas com a distribuição dos resíduos vegetais na superfície dos solos, bem como com o efeito rizosférico exercido pela cultura instalada. Observou-se tendência de maior número de microorganismos (fungos, bactérias, amonificantes e nitrificantes) e qCO₂ em solo textura média. Enquanto que os parâmetros biomassa e atividade respiratória (taxa diária média e C-CO₂ liberado) foram maiores em solo textura argilosa. Ademais, no presente estudo, o carbono da biomassa microbiana foi um indicador útil para monitorar as diferenças causadas pelo sistema de plantio no conteúdo de matéria orgânica do solo.

MICROBIAL PARAMETERS OF SOILS UNDER NO-TILL AND CONVENTIONAL TILLAGE WITH DIFFERENTS CLAYS LEVELS. Botucatu, 2002. 171p. Tese (Doutorado em Agronomia/Energia na Agricultura) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: MARIANA DE MELO ROCHA

Adviser: MARLI TEIXEIRA DE ALMEIDA MINHONI

SUMMARY

The crop management changes greatly the physical, chemical and biological soil properties. Furthermore, the crop and soil types, and the climatic conditions would affect on soil organic matter decomposition and on nutrients biogeochemistry. Soil organic matter is an important characteristic in relationship soil fertility. The knowledge about effects on soil using and agriculture practices on soil microbial communities is very important, due to the function that microorganisms have in soil and it was going to in soil fertility. In this sense, evaluation of the soil microbial biomass and micro-organisms greatly aids predictions several changes in the soil ecosystems are associated with reduced tillage as compared with conventional tillage. Surface soils from long-term no-till and conventional tillage plots at four Brazil farms were characterised for microbial components. Soil respiration, microbial biomass carbon and counts of microorganisms were measured at intervals monthly. The evaluation of microbial biomass carbon was done by fumigation-incubation technique (FI). For calculating the soil microbial biomass carbon, the equation used was: Equation = $[(\text{CO}_2\text{-C evolved by fumigated soil, 0-10 days}) - (\text{CO}_2\text{-C evolved by unfumigated soil, 10-20 days})]/0,45$. Significantly greater amounts of $\text{CO}_2\text{-C}$ were released from no-till than from conventional tilled soils. $q\text{CO}_2$ values were not significantly different between tillage systems. This observation confirms that the tillage affected biological activity in those soils, further that $q\text{CO}_2$ values didn't have significantly

different which two tillage systems, in studied soils. Number both fungi and bacteria were assayed by Most Probable Number (MPN) by the agar drop counting technique and the microorganisms groups were calculated using by traditional Most Probable Number (MPN) method. The counts of bacteria, fungi, and nitrifying (ammonium- and nitrite- oxidizing autotrophic) microorganisms in conventional were 35, 30, 41 e 48% higher, respectively, than no-till soil. Only the ammonifying microorganisms were 21 % higher in no-till compared than conventional tillage soils. Many of these differences were associated with the distribution of residue soil surface and exudates roots supplying substrates for microbial growth. Observed tendency to higher number of soil microorganisms (fungi, bacteria, ammonifiers and nitrifiers) and qCO_2 in MEDIA texture soil. Whereas microbial biomass and respiratory activity were higher in ARGILOSA texture soil. Thus, tillage, residue management, and exudates plant roots indirectly influence microbial activity. In our study, carbon in the microbial biomass was a useful indicator for monitoring changes in soil organic matter content.

Keywords: MPN, soil microorganisms, soil microbial biomass.

1. INTRODUÇÃO

O solo tem múltiplas funções básicas em agroecossistemas: é suporte físico às plantas cultivadas; retém água, disponibilizando-a às plantas e organismos vivos; se constitui em ambiente com temperatura, oxigenação e potencial redox compatíveis com as exigências fisiológicas dos microorganismos; atua como fonte de nutrientes às plantas, animais e microorganismos. Trata-se de um ambiente complexo e dinâmico, onde fatores de natureza física, química e biológica interagem contínua e simultaneamente, de modo que alterações em qualquer um destes desencadearão respostas diversas, complexas e de magnitude variáveis.

O potencial de produtividade de um solo depende de muitos fatores, destacando-se a disponibilidade dos nutrientes às plantas, através de processos de biogeoquímica. Neste sentido, torna-se evidente que os microorganismos são diretamente responsáveis pela vida das plantas e animais, e vice-versa.

Alguns manejos exercem um acelerado processo de redução na capacidade produtiva dos solos, através de diversos fatores que refletem o uso inadequado dos

mesmos, devido, por exemplo, à mecanização intensa e desordenada, monocultivo ou sucessões contínuas de culturas (Mondardo, 1984).

Atualmente, quando se fala em manejo sustentado e sistemas conservacionistas de preparo do solo, como fatores essenciais à manutenção de uma boa qualidade de vida, o conhecimento sobre biodiversidade e atividade dos microorganismos do solo é imprescindível. Assim, estudar os microorganismos do solo, em relação à sua participação na ciclagem dos nutrientes é demasiado importante. Neste sentido, merecem ser estudados, dentre outros, os seguintes grupos de microorganismos: bactérias (por exemplo, nitrificantes) e fungos decompositores (heterótrofos, etc.); fixadores de nitrogênio (simbióticos ou não); fungos micorrízicos; outros microorganismos de importância agroecológica (fitopatógenos, rizobactérias promotoras de crescimento, etc.). Ademais, a biomassa e a atividade microbiana são parâmetros importantes em estudos para compreensão da dinâmica de nutrientes. Segundo Carter (1991), a biomassa microbiana é um indicador bastante sensível às alterações induzidas pelo sistema de cultivo nas propriedades biológicas do solo.

O conhecimento das flutuações nas populações e dos efeitos das práticas de manejo agrícolas sobre as comunidades microbianas é importante, devido às inúmeras funções que esses microorganismos desempenham. Embora as pesquisas direcionadas para este tipo de informação sejam relativamente intensas em solos de regiões temperadas, ainda são incipientes em relação aos solos de regiões tropicais e subtropicais. Há poucos dados comparáveis entre as populações microbianas presentes em solos de diferentes agroecossistemas, durante as estações climáticas, como também há poucos registros sobre as populações microbianas da rizosfera de plantas cultivadas.

Sabendo-se que as condições de cultivo condicionam a dinâmica de um agroecossistema resultando em alterações também nas populações microbianas e na ciclagem de carbono e nitrogênio, o objetivo da presente pesquisa foi avaliar o impacto de diferentes sistemas de manejo (plantio direto e plantio convencional) em dois solos com diferentes teores de argila, um textura média e outro textura argilosa. Para isso, avaliou-se a atividade respiratória (CO_2 liberado acumulado ao longo de 30 dias de incubação, taxa diária média de CO_2 liberado e $q\text{CO}_2$), carbono e nitrogênio da biomassa microbiana (método da fumigação-incubação), contagem de grupos microbianos (fungos, bactérias, amonificantes e nitrificantes).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Sistemas de manejo e as características do solo

Definem-se os sistemas de manejo, do seguinte modo: 1) plantio convencional, que consiste no intenso revolvimento do solo através de aração seguida por duas gradagens ou o uso intenso de grades pesadas, promovendo incorporação da vegetação e/ou palhada, podendo ocasionar desagregação excessiva da camada superficial do solo, expondo-o ao processo erosivo; 2) cultivo mínimo ou reduzido, onde as operações de revolvimento são reduzidas em relação ao convencional, tendo como exemplo a escarificação seguida por uma gradagem niveladora; os resíduos da colheita permanecem na superfície do solo, o que reduz a erosão causada pelo vento e pela chuva; 3) plantio direto, quando se faz, após a aplicação de herbicidas sistêmicos, apenas uma leve abertura de sulco para deposição da semente através de máquinas especiais que trabalham sobre os resíduos da colheita ou da palha, no qual se preconiza a manutenção de uma cobertura vegetal permanente no solo (Peixoto et al., 1997).

Assim, o sistema de manejo do solo no plantio convencional promove a mobilização do solo e incorpora-lhe os resíduos vegetais, deixando a superfície desprotegida contra a erosão entre dois plantios. Dessa forma, o aumento, temporário, da aeração e da disponibilidade de nutrientes devido à quebra dos agregados e morte de parte da biomassa, bem como pela incorporação de resíduos, resulta em estímulo à comunidade microbiana viva ali presente. Esse estímulo, porém, é de curta duração, sendo observado nos períodos que se sucedem ao preparo do solo para o plantio (Lynch & Panting, 1980). A superfície descoberta fica sujeita a flutuações térmicas e hídricas, ocasionando a morte de parte da biomassa, que se torna uma fonte de nutrientes de fácil decomposição para as populações microbianas sobreviventes. A eliminação da cobertura vegetal, o revolvimento do solo e as reduções, a longo prazo, no teor da matéria orgânica, ocasionam alterações na comunidade microbiana do solo, com reflexos sobre a ciclagem de nutrientes. Por isso, para a maioria dos solos, independente do tipo de plantio adotado, existe a necessidade de que parte dos nutrientes seja fornecida através de formulações químicas ou fertilizantes orgânicos.

O aumento no fornecimento de nutrientes em solos sob sistema de plantio convencional tem garantido aumentos da produção nos cultivos, mas também maiores perdas de nutrientes e contaminação ambiental. As perdas de nitrogênio podem ser grandes quando a fertilização adiciona mais nitrogênio do que o exigido. Isso resulta em aumento na concentração de nitrato e de fosfato no solo, abundante crescimento de algas, diminuição da qualidade da água e conseqüentemente, aumento nos custos de produção de água para consumo humano. Além disso, altas concentrações de nitrogênio se perdem para a atmosfera, na forma de óxido nitroso (N_2O) e outros (NO , N_2), especialmente em condições de baixa concentração de oxigênio no solo. Por outro lado, o uso de resíduos orgânicos como

fertilizantes no sistema de plantio convencional também pode promover degradação ambiental. Por exemplo, fertilizantes com esterco de animais podem ocasionar volatilização de amônia (NH_3) em microhabitats, ou contribuir para a acidificação do solo pela transformação em HNO_3 , através da nitrificação. O problema ambiental causado pela agricultura convencional tem estimulado o desenvolvimento e/ou adaptação de novas técnicas de manejo do solo e dos sistemas de culturas menos agressivas ao ambiente, tais como cultivo mínimo, plantio direto e rotação de culturas.

Em contrapartida, nos sistemas conservacionistas, cultivo mínimo e plantio direto, a mobilização de camadas do solo é reduzida ou nula. Os resíduos vegetais permanecem na superfície do solo, formando uma cobertura vegetal, importante para a redução do processo erosivo, retenção de água, redução da amplitude térmica do solo, aumento das taxas de infiltração, maior agregação, complexação de elementos tóxicos (Al, Mn), etc. Com isso, criam-se condições físicas, químicas e biológicas totalmente diferentes daquelas observadas nos solos sob sistema de plantio convencional, condicionando o sistema solo-planta a uma dinâmica própria, caracterizada por processos físico-bioquímicos que se desenvolvem sob maior umidade, menor temperatura e maiores teores de matéria orgânica. Isso induz a um aumento na densidade e diversidade dos microorganismos que atuam nos processos de mineralização e imobilização de nutrientes, bem como na decomposição e humificação da matéria orgânica do solo (Peixoto et al., 1997), especialmente na camada superficial (0-5 cm). Forma-se assim, um gradiente de distribuição da matéria orgânica, havendo redução drástica com o aumento da profundidade no perfil do solo (Peixoto et al., 1997; Riezebos & Loerts, 1998; Fu et al., 2000; Balesdent et al., 2000).

As propriedades físicas do solo sofrem alterações com o plantio havendo diminuição no diâmetro médio geométrico das partículas e na proporção de macroagregados (Tisdall & Oades, 1979, 1982; Soane, 1990; Unger & Fulton, 1990; Santos, 1993). O desenvolvimento de macroporos é importante para a manutenção dos níveis de umidade e da aeração do solo, que são críticos para a sobrevivência da comunidade microbiana do solo e para seus processos metabólicos, em sua maioria aeróbios, necessitando de um volume mínimo de 10% para aeração (Drew & Lynch, 1980). Conseqüentemente, as diferenças provocadas na aeração, no teor de umidade e menores flutuações hídricas e térmicas do solo influenciam não só a sobrevivência dos microorganismos como, também, os processos de decomposição da matéria orgânica, dos agroquímicos e a ciclagem de nutrientes.

A compactação do solo, por exemplo, fenômeno ligado à estrutura do solo pelo efeito da compressão, influencia a aeração e a retenção de água. Ocorrem efeitos adversos às raízes das plantas (Benez, 1989), drenagem hídrica, condições químicas, densidade e diversidade da comunidade microbiana do solo. A compactação pode ser causada por implementos agrícolas e/ou pelo tráfego de máquinas, sendo que a maioria dos solos argilosos e aqueles sob sistemas de plantio direto são os mais susceptíveis à compactação (Peixoto et al., 1997).

O conteúdo de água e ar existente no espaço poroso do solo é determinado pela densidade total do solo e pela densidade de partículas. A taxa de difusão de ar no solo é afetada pela continuidade de poros preenchidos com ar, pela taxa de difusão das moléculas de gás e pela demanda microbiana de O₂. E tanto a porosidade quanto a demanda microbiana de O₂ são afetadas pela matéria orgânica, como agregante de partículas e como fonte de carbono para a microbiota. Portanto, em solos não cultivados que apresentam maior

quantidade de matéria orgânica, maior porosidade, maior quantidade de água e O₂, espera-se que a atividade de grupos microbianos seja diferente, em relação a solos cultivados, estabelecendo-se uma rede equilibrada entre fonte e dreno de nutrientes.

O sistema de plantio direto também altera outras propriedades químicas do solo, tendo sido observados aumentos nos valores de pH, teores de Ca, Mg, K, P e CTC efetiva (Sidiras & Pavan, 1985; Santos, 1993), podendo atuar diretamente sobre a presença e atividade dos microorganismos no solo por modificações no meio ou indiretamente, mediante o efeito sobre o crescimento das plantas cultivadas ou não.

No entanto, em um primeiro momento, em solos submetidos ao sistema de plantio direto observa-se redução nos teores de carbono e uma deficiência temporária de nitrogênio (Castro-Filho et al., 1991), em vista do aumento da atividade microbiana decompositora e da não incorporação da palhada ao solo. Entretanto, a longo prazo, os solos sob sistema de plantio direto acumulam mais carbono e nitrogênio em relação ao sistema de plantio convencional (Bauer & Black, 1981; Dick, 1992; Sidiras & Pavan, 1985; Santos, 1993). A deficiência temporária de nitrogênio nos primeiros anos de plantio pode ocorrer pelas maiores taxas de infiltração, com maior lixiviação de nitrato, maiores perdas por desnitrificação, dada a maior umidade e energia disponível na forma de matéria orgânica e maior imobilização do nitrogênio na biomassa microbiana (Rice & Smith, 1984).

Neste sentido, conhecer os efeitos do uso da terra e das práticas agrícolas sobre a comunidade microbiana é de fundamental importância, em vista das importantes funções que os microorganismos desempenham no solo, principalmente na dinâmica da matéria orgânica, e que irão se refletir na produtividade agrícola (Silva Filho &

Vidor, 1984; Zech et al., 1997) e na fertilidade (Zech et al., 1997; Reeves, 1997; Fernandes et al., 1997).

A escolha de um determinado sistema de plantio em detrimento a outro exige, por exemplo, um planejamento adequado do uso da terra, controle de plantas daninhas e dinâmica de nutrientes, dentre outros. Deve-se considerar as interações entre as propriedades químicas, físicas e biológicas do solo pois a implantação do sistema de plantio escolhido, quando realizada sem qualquer critério pode tornar-se prejudicial ao solo.

2.2. A matéria orgânica e os microorganismos do solo

O manejo do solo e sua cobertura vegetal condicionam suas características físicas, químicas e biológicas. A calagem e a adubação (mineral ou orgânica) favorecem o desenvolvimento microbiano de forma direta, pelo aumento do índice pH e da disponibilidade de nutrientes às células microbianas e, de forma indireta, pelo aumento da produtividade, o que resulta em aumento da atividade rizosférica e dos resíduos vegetais que permaneceram no solo. Afetam também a temperatura, umidade, aeração e distribuição dos resíduos no perfil do solo. Tais práticas agrícolas exercem grande influência sobre a atividade e a biomassa microbianas, que respondem de maneira muito mais rápida a essas alterações do que os parâmetros edáficos, tais como agregados, porosidade, teor de matéria orgânica, carbono orgânico, pH, etc. Desta forma, a biomassa microbiana constitui um bom índice para detectar alterações nas propriedades biológicas do solo, em resposta a diferentes tipos de manejo (Carter, 1986, 1991).

A matéria orgânica afeta diretamente as características biológicas do solo pois atua como fonte de carbono, energia e nutrientes para os microorganismos. Tal fato pode ser comprovado através da quantificação desses microorganismos na rizosfera de plantas e no solo livre de raízes. Geralmente o número de bactérias apresenta valores médios 3 a 30 vezes maiores na rizosfera, comparativamente ao solo não cultivado (relação R:S) (Cardoso, 1992; Bottner et al., 1988). Pode-se avaliar o efeito da matéria orgânica sobre os microorganismos a partir da biomassa e atividade microbianas, parâmetros que representam uma integração do efeito desta sobre as propriedades biológicas do solo (Bayer & Mielniczuk, 1999).

No processo de decomposição de materiais orgânicos (resíduos vegetais, adubos verdes e outros), os microorganismos excretam substâncias viscosas, tais como polissacarídeos e muco, que agregam, eficientemente, as partículas do solo, levando à maior agregação do solo. Além destes compostos orgânicos excretados, destaca-se nesta função a própria estrutura miceliana, principalmente dos fungos, por se emaranhar com as partículas do solo formando agregados estáveis (Waksman, 1963; Alexander, 1967; Foster, 1994). Waksman (1963) relata que 38% dos agregados de um solo é função do micélio fúngico, enquanto a agregação promovida pelas bactérias foi calculada sendo cerca de 2% do total. A eficiência dos microorganismos, principalmente dos fungos, no processo de agregação está relacionada com a dinâmica de cada indivíduo, do tipo de matéria orgânica e da composição física do solo. O sistema de manejo instalado pode afetar os microorganismos direta ou indiretamente e, conseqüentemente, afetar a agregação do solo (Foster, 1994).

O sistema de manejo governa a qualidade e quantidade de matéria orgânica do solo, não somente por facilitar o acesso ao material orgânico pela biomassa

microbiana, mas também por alterar as características do solo influenciando a decomposição. Por exemplo, em clima frio, sob condições adequadas de umidade, um revolvimento do solo pode aumentar a temperatura e a aeração do mesmo, o que favorece as taxas de decomposição (Campbell & Janzen, 1995). Em condições semi-áridas, por sua vez, onde a decomposição na superfície do solo pode ser menor pela falta de chuva, a adição de resíduos e água pode aumentar as taxas de decomposição (Campbell et al., 1988). Ademais, se um tipo particular de cultivo afeta a produção da cultura, então, o conteúdo de matéria orgânica pode também ser afetado, resultando em alterações no aporte de carbono pelos resíduos de colheita (Campbell et al., 1991). Por exemplo, a adoção de práticas de cultivo mínimo em condições semi-áridas pode reduzir as perdas por evaporação da água e aumentar a produtividade, uma vez que favorece o acúmulo de resíduos da colheita na superfície do solo. Os sistemas de manejo também influenciam a distribuição da matéria orgânica no perfil do solo. Em sistemas não perturbados, a matéria orgânica tende a se acumular na superfície do solo, enquanto que sistemas de plantio convencional criam uma concentração mais uniforme da matéria orgânica no perfil do solo, pelo revolvimento deste durante o preparo para o plantio (Doran & Smith, 1987; Campbell et al., 1988; Angers et al., 1992).

Alterações provocadas pelo plantio direto, rotação de culturas, uso de culturas de cobertura, manejo integrado e controle biológico de pragas, podem afetar as populações microbianas ali existentes, tais como fungos micorrízicos arbusculares, rizobactérias promotoras do crescimento de plantas, microorganismos causadores de doenças em plantas, fixadores de nitrogênio e actinomicetos, dentre outros. Os microorganismos do solo têm um papel importante no funcionamento e na sustentabilidade do agroecossistema porque atuam na gênese e na morfologia dos solos e, principalmente, na ciclagem de

nutrientes no sistema solo-planta. Promovem a decomposição de resíduos, a mineralização e a absorção de determinados nutrientes pelas plantas, melhorando sua nutrição, resistência a doenças e a estresses abióticos. Por outro lado, as plantas são fontes de carbono no solo o que estimula a atividade microbiana. O aumento nessa atividade promove a agregação de partículas de solo, que, mais bem estruturado, retém mais água e oxigênio, favorecendo o desenvolvimento de plantas e microorganismos, levando o ecossistema a uma nova condição de equilíbrio, provavelmente mais próxima da sustentabilidade (Castro, 1989; Muzilli, 1983).

Os níveis de biomassa microbiana bem como o conteúdo de nitrogênio orgânico do solo são maiores em solos não perturbados, diminuindo, de forma variada, com o tipo de manejo e de cultura instalados (Ayanaba et al., 1976; Adams & Laughlin, 1981). Estes efeitos estão confinados à camada superficial do solo (0-5 cm) e pouca ou nenhuma diferença pode ser observada entre os tipos de manejo quando se compara condições médias do solo, ou seja, abaixo da camada de plantio (Powlson & Jenkinson, 1981; Carter & Rennie, 1982). Silva Filho & Vidor (1984), trabalhando com solo sob diferentes sistemas de manejo e rotações de culturas, a uma profundidade de 0-17 cm, não observaram diferenças significativas nas enumerações, através da técnica de contagem em placas, nas populações de fungos e bactérias em plantio direto e convencional. No entanto, observaram que as populações avaliadas foram estimuladas pelo cultivo de pastagens e rotações de culturas, enquanto a queima tendeu a reduzi-las. Dionísio et al. (1995) verificaram que as populações microbiana avaliadas (fungos, bactérias e actinomicetos), pela técnica de contagem em placa de Petri, reduziram em função do aumento da profundidade e diminuição do teor de carbono orgânico do solo.

Em solos de regiões tropicais e subtropicais altamente intemperizados, a matéria orgânica tem grande importância para o fornecimento de nutrientes às culturas,

retenção de cátions, complexação de elementos tóxicos e de micronutrientes, estabilidade da estrutura, infiltração e retenção de água, aeração, atividade e biomassa microbianas, constituindo-se assim, um componente fundamental da sua capacidade produtiva (Bayer & Mielniczuk, 1999). É importante salientar que a ação dos microorganismos depende da ocorrência de condições favoráveis, tais como: umidade, aeração, composição qualitativa e quantitativa dos materiais orgânicos adicionados, concentração e tipos de nutrientes disponíveis, dentre outros.

A composição dos resíduos orgânicos frescos adicionados ao solo, bem como a relação C:N afetarão o balanço de mineralização-imobilização do nitrogênio do solo. Resíduos com relação C:N elevada acarretarão em maior imobilização de nitrogênio da solução do solo para a formação de compostos nitrogenados constituintes das células microbianas, em relação à mineralização de nitrogênio. Por outro lado, a mineralização será maior que a imobilização quando os resíduos adicionados ao solo possuírem baixa relação C:N (material facilmente decomponível), resultando em enriquecimento da solução do solo com nitrogênio mineral (Zech et al., 1997).

Sistemas de plantio direto e de cultivo mínimo propiciam condições favoráveis aos microorganismos nas camadas superficiais do solo, pois não há revolvimento do mesmo e faz-se deposição de resíduos da colheita. Doran (1980) comparou populações de fungos, bactérias e microorganismos oxidantes do amônio e do nitrito, na camada de 0-7,5 cm de solo sob plantio direto (PD) e convencional (PC); em sistema de plantio direto, os grupos microbianos avaliados estavam presentes em quantidades 1,57, 1,41, 1,25 e 1,58 vezes maiores que o plantio convencional, respectivamente. Crespo et al. (1999), quando avaliaram grupos microbianos (bactérias aeróbias, desnitrificantes, *Nitrosomonas* e *Nitrobacter*) na

camada de 0-7,5 e 7,5-15 cm de um solo sob PD e PC observaram que desnitrificantes e *Nitrosomonas* estiveram sempre presentes em maior quantidade no solo sob PD. A população de *Nitrobacter* não foi afetada pelo tipo de manejo. A liberação de CO₂ e o número de bactérias aeróbias tenderam a ser duas vezes maiores na camada superficial de solo sob PD em relação ao plantio convencional devido, provavelmente, às melhores condições de umidade e de carbono orgânico existentes nesta camada do solo (0-7,5 cm). Entretanto, informações sobre o efeito deste tipo de manejo sobre parâmetros microbiológicos e sobre a fertilidade do solo são escassas para as condições do Brasil. Todavia, os resultados de pesquisa e experiências dos agricultores da região sul do país não podem ser diretamente aplicados nas outras regiões, necessitando-se de adaptação e geração de informações locais, principalmente no que se relaciona ao tipo de manejo da cobertura do solo.

É interessante salientar a existência de relação mutualística entre raízes das plantas e membros da comunidade microbiana rizosférica, na qual a planta fornece compostos orgânicos (exsudatos radiculares) utilizados como fonte de carbono e energia pelos microorganismos e, estes, por sua vez, mineralizam esta matéria orgânica tornando os nutrientes disponíveis às plantas (Alexander, 1967; Cardoso, 1992; Andrade, 1999). Assim, a fertilidade do solo e a produtividade agrícola estão relacionados com a composição qualitativa e quantitativa da comunidade microbiana presente, principalmente, na rizosfera (Lynch, 1990).

Baseado nos conceitos de Hattori & Hattori (1977), as populações bacterianas estão localizadas, predominantemente, no interior dos pequenos poros do solo, enquanto os fungos, devido ao seu crescimento miceliano, tendem a ligar-se entre os agregados, translocando nutrientes para regiões do solo distantes da rizosfera. Esta diferença sugere que os fungos e bactérias possuem estratégias de sobrevivência diferentes, de modo que

as bactérias dependem, principalmente, dos exsudatos radiculares solúveis e os fungos filamentosos são capazes de obter seus substratos em regiões não rizosféricas. Ademais, outra razão para que as bactérias se localizem, predominantemente, no interior dos microporos é a proteção que este microhabitat confere às populações (Coleman, 1985, Foster, 1994). Neste sentido, a maior disponibilidade de compostos orgânicos de fácil decomposição na região da rizosfera modificará o desenvolvimento microbiano no solo.

2.3. Atividade microbiana do solo

A atividade dos microrganismos é, geralmente, medida em termos metabólicos, através de indicadores como CO₂ liberado, O₂ consumido, atividade enzimática, N, P e S mineralizados (Grisi, 1995). A respiração microbiana é definida como o consumo de O₂ ou a liberação de CO₂ pela microbiota do solo (Anderson, 1982).

A respiração do solo pode ser quantificada no campo, sob condições naturais, ou em laboratório, onde as condições experimentais podem ser melhor controladas. A determinação da respiração do solo no campo tem sido utilizada para avaliações da atividade da biomassa total do solo, destacando-se a influência do clima, propriedades físicas e químicas do solo e práticas agrícolas. Também são observadas estimativas da mineralização e estabilização do carbono quando relacionadas ao tipo de matéria orgânica e à sua taxa de adição ao solo (De-Polli et al., 1999). No entanto, a informação que é obtida no campo é mais difícil de ser interpretada devido, principalmente, aos seguintes aspectos: (1) determinação da atividade biológica total (raízes das plantas, macro e microfauna contribuem para a respiração total do solo) e não apenas da atividade microbiana; (2) o solo amostrado é muito mais heterogêneo que as amostras coletadas para avaliações em laboratório; (3) não há perturbações

das amostras; (4) o solo está exposto às variações das condições climáticas; (5) condições abióticas, tais como temperatura, umidade e aeração, variam com a profundidade o que pode causar diferenças na atividade respiratória, no perfil do solo (Alef & Nannipieri, 1995).

Em condições de laboratório, a respiração basal e a estimulada podem ser quantificadas. A respiração basal é definida como a respiração sem a adição de substratos orgânicos ao solo, enquanto a respiração estimulada ou induzida pelo substrato (SIR) compreende a respiração do solo medida em presença de um substrato adicionado, como por exemplo, glicose (Alef & Nannipieri, 1995). Neste caso, a respiração basal tem sido utilizada amplamente em estudos sobre a influência das características físicas do solo, tais como umidade, temperatura e aeração sobre a mineralização da matéria orgânica do solo (Anderson, 1982). Também se observam correlações com outros parâmetros fisiológicos do solo, tais como atividade enzimática e conteúdo de ATP (Anderson & Domsch, 1978). É importante ressaltar que, nas análises de laboratório as amostras de solo são manipuladas. A retirada das raízes e o peneiramento das amostras provocam alterações físicas, resultando em alterações nas condições de troca gasosa. Apesar disso, o método vem sendo bastante utilizado na determinação da atividade microbiana (Parkinson & Coleman, 1991), destacando-se o "estático", onde são utilizadas câmaras de incubação sem aeração e com uma solução alcalina, de NaOH ou de KOH, para capturar o CO₂ liberado (Vargas & Scholles, 2000).

É conveniente ressaltar que a quantificação do CO₂ liberado ou de O₂ consumido, como medida do comportamento da comunidade microbiana do solo, não permite avaliar as alterações qualitativas que ocorrem no sistema. Esta parece ser a maior limitação da técnica, pois os compostos orgânicos adicionados não afetam de maneira uniforme todas as espécies de microorganismos do solo, podendo levar a drásticas alterações em algumas

populações, ainda que a liberação de CO₂ ou o consumo de O₂ não sejam sensivelmente afetados. No entanto, Paul & Clark (1989) relataram que a quantificação do CO₂ liberado é uma das metodologias mais sensíveis para a avaliação da atividade microbiana e, desta forma, tem sido muito utilizada.

Considera-se a degradação de materiais orgânicos e conseqüente retorno do CO₂ à atmosfera uma das funções mais importantes da comunidade microbiana do solo. Através deste processo, ocorre disponibilização de nutrientes aos vegetais, e também, acúmulo, ou pelo menos, manutenção do conteúdo de matéria orgânica no solo que, após processos complexos envolvendo reações de oxi-redução, culminam com a formação de húmus.

Sabendo-se que o húmus, por sua vez, é de difícil decomposição, a microbiota do solo consome, inicialmente, compostos mais facilmente degradáveis. Em situações em que a única fonte de nutrientes é o húmus, a atividade microbiana torna-se mínima; nesta condição, vários microorganismos estarão presentes em formas dormentes ou de resistência, tais como conídios, clamidosporos, escleródios, cistos, endosporos, etc. (Gray & Williams, 1975). No instante em que resíduos orgânicos (animais ou vegetais) são adicionados ao solo, a atividade e o número de microorganismos aumentam, uma vez que está sendo fornecida fonte de carbono e energia prontamente assimiláveis. Diante disso, é comum verificar-se uma microbiota com densidade populacional e atividade metabólica baixa nos solos cultivados através de sistemas de manejo convencionais, acompanhado ou não da queima dos resíduos vegetais da cultura anterior (Silva Filho & Vidor, 1984; Cardoso, 1992).

Por outro lado, alguns sistemas de plantio permitem teores mais elevados de matéria orgânica. Em sistemas conservacionistas, como, por exemplo, o sistema

de plantio direto há acúmulo de matéria orgânica e, conseqüentemente de biomassa microbiana (Cattelan & Vidor, 1990b). Porém, é difícil separar os efeitos diretos da adição de carbono e nitrogênio pela adição de matéria orgânica, dos efeitos indiretos, causados pelas menores flutuações de temperatura e umidade, fatores que estão diretamente relacionados à atividade da biomassa microbiana.

A umidade do solo é outro fator que influencia estes processos, uma vez que se correlaciona diretamente com a quantidade de oxigênio disponível, ou seja, determina se prevalecem condições aeróbias ou anaeróbias e, com isso, o tipo de vias metabólicas a serem utilizadas pela comunidade microbiana. Condições de anaerobiose diminuem a atividade microbiana pois somente alguns grupos estarão atuando; ademais o rendimento energético nestas condições é menor, rendendo menos biomassa microbiana e menor liberação de CO₂ (Minhoni et al., 1990, 1991).

No Paraná, a temperatura máxima, a 3 cm de profundidade em solo sob sistema de plantio direto, atingiu 36° C, enquanto que sob sistema de plantio convencional foi de 46° C, constatando-se, ainda, menor disponibilidade de água (Sidiras & Pavan, 1985). Essas diferenças na temperatura e umidade do solo podem ser responsáveis, em grande parte, pela redução no número de certos microorganismos do solo, como, por exemplo, os fixadores de nitrogênio, fungos micorrízicos arbusculares (Voss & Sidiras, 1985; Andrade et al., 1993a), actinomicetos e solubilizadores de fosfato.

O tamanho da população e a atividade de cada um desses grupos de microorganismos no solo são extremamente variados e influenciados pelas condições do ambiente. Tais organismos, além de promover a decomposição da matéria orgânica e a mineralização de compostos orgânicos, atuam como agentes reguladores nos principais

processos bioquímicos no solo, tais como as transformações inorgânicas de N, P e S, transformações de elementos metálicos, produção de metabólitos (fitohormônios, sideróforos, ácidos orgânicos), degradação de agroquímicos e alterações nas características físicas do solo (agregação, estabilidade dos agregados) (Wardle & Hungria, 1994). Além disso, promovem a fixação biológica de nitrogênio e estabelecem relações simbióticas capazes de melhorar a nutrição fosfatada das plantas (Miller & Jastrow, 1994) e promovem a proteção contra patógenos (Newsham et al., 1995).

As plantas presentes nesse ambiente têm grande importância no equilíbrio do sistema porque são capazes de modificá-lo pelo efeito rizosférico. A rizosfera, definida como o volume de solo adjacente e influenciado pelas raízes das plantas (Metting, 1993), representa uma região de intensa atividade microbiana, principalmente devido à produção dos exsudatos radiculares, que podem estimular o desenvolvimento de populações microbianas distintas daquelas do solo não rizosférico (Whipps & Lynch, 1986). Como por exemplo, plantas altamente dependentes da micorrização podem influenciar a ocorrência e distribuição desses fungos no solo (Streitwolf-Engel et al., 1997), por outro lado, microorganismos rizosféricos também podem atuar sobre o crescimento das plantas. Por exemplo, bactérias podem influenciar o crescimento das plantas produzindo hormônio de crescimento (Neitko & Frankenberg, 1989), suprimindo patógenos (Burdon, 1987) ou, mesmo, mediante interações competitivas entre microorganismos antagônicos presentes na rizosfera (Goldberg & Landa, 1991).

Segundo Bower & Rovira (1999), as raízes exsudam entre 10 e 30% dos fotossintatos, estimulando o desenvolvimento microbiano na região. Estes compostos orgânicos podem ser: açúcares, aminoácidos, aminoaçúcares, ácidos orgânicos, ácidos graxos,

fatores de crescimento, nucleotídeos, flavonóides, vitaminas, enzimas, etc. (Lynch, 1990; Campbell et al., 1997). As diferenças na liberação destes substratos podem ser causadas por vários fatores, a saber: espécie e estágio de desenvolvimento da planta, temperatura, luz, umidade do solo e do ar, estado nutricional da planta, injúrias, efeitos dos microorganismos do solo, natureza física do substrato.

Os sistemas de rotação e sucessão de culturas influenciam a população microbiana pela presença de determinadas espécies de plantas. Nos sistemas de rotação com soja/milho/trigo e sucessão milho/trigo e soja/trigo, os microorganismos do solo são favorecidos pela presença da leguminosa (Andrade et al., 1993a; Colozzi-Filho et al., 1993). Resultados semelhantes foram observados no consórcio de feijão e milho e na monocultura do feijão em relação à do milho (Andrade et al., 1993c). Anderson & Domsch (1989) observaram que as rotações de culturas podem estimular a biomassa microbiana e a relação C da biomassa: C orgânico, indicando, provavelmente, maior diversidade dos microhabitats do solo. Assim, pode-se concluir que a diversidade de comunidades vegetais em sistemas agrícolas exerce efeitos acentuados sobre a dinâmica da biomassa microbiana, implicando em aumentos qualitativos e quantitativos.

Ao se adicionar um material orgânico ao solo, os microorganismos quimioorganotróficos são estimulados, pois trata-se de um substrato indispensável ao seu metabolismo. Através de reações de oxi-redução, este grupo fisiológico de microorganismos realiza a decomposição do material adicionado, obtendo carbono e energia para seu crescimento e metabolismo (Alexander, 1967; Almeida, 1983; Cardoso, 1992). Determinadas plantas estimulam o desenvolvimento microbiano na rizosfera de maneira mais intensa e é possível que possam selecionar populações microbianas mais eficientes em manter carbono,

nitrogênio e outros nutrientes no sistema solo-planta. Tal fato pode ser verificado também através da quantificação destes microorganismos em solo rizosférico e no solo livre de raízes (relação R:S) (Katznelson, 1946). Bowen & Rovira (1999) relataram que a relação R:S das diferentes plantas pode variar de 23 a 58 para bactérias e de 1,3 a 12 para fungos.

O efeito diferenciado das plantas sobre a biomassa microbiana foi relatado por Balota et al. (1998) em experimento onde cultivaram milho e soja no verão e diferentes espécies vegetais no inverno. As culturas de inverno determinaram variações na biomassa microbiana, conforme a espécie cultivada, sendo os valores observados no solo sob sistema de plantio direto maiores que naqueles sob sistema de plantio convencional. Essas observações fornecem evidências adicionais do efeito positivo do sistema de plantio direto sobre a qualidade dos solos agrícolas.

2.4. Biomassa microbiana

Jenkinson & Ladd (1981) definiram a biomassa microbiana como a parte viva da matéria orgânica do solo, tendo fundamental importância dentro dos ciclos biogeoquímicos, tanto para a produtividade quanto para a manutenção de agroecossistemas. Refere-se à soma da massa celular de grupos microbianos variáveis, os quais estão em íntima associação com as raízes dos vegetais e em interação com os constituintes bióticos e abióticos do solo. O carbono pode ser encontrado no solo na forma lábil e na forma resistente ou recalcitrante ao ataque microbiano (Alvarez et al., 1995). A biomassa microbiana do solo faz parte do carbono orgânico lábil e, embora compreenda somente pequena porção do carbono total do solo (Sparling, 1992), é de grande importância porque atua como reservatório de nutrientes para as comunidades microbianas subsequentes e para as plantas (Jenkinson &

Ladd, 1981; Schnurer et al., 1986; Powlson et al., 1987; Smith & Paul, 1990), servindo como indicador de alterações no sistema solo.

A biomassa microbiana é responsável por somente 1-5 % do carbono orgânico do solo mas, a maior parte, se não a totalidade, do material orgânico que entra no solo, passa por ela. Durante este processo, o material orgânico é oxidado pelos microorganismos componentes dessa matéria viva, para gerar energia e metabólitos celulares necessários ao metabolismo e crescimento populacional. Em ecossistemas com estoque de carbono limitado, a disponibilidade de carbono nos materiais orgânicos adicionados será a força dirigente neste processo, muito embora outros elementos nutrientes essenciais também estejam envolvidos (particularmente N, P, K). Nessas condições, os microorganismos crescem lentamente ou permanecem em estado dormente (Wardle & Hungria, 1994). Sob condições adequadas, a extensão da ciclagem será controlada principalmente pelo tamanho e atividade da biomassa microbiana (Martens, 1995).

Os principais fatores que afetam, qualitativa e quantitativamente, a biomassa microbiana do solo são: disponibilidade e tipo de substratos orgânicos; fatores abióticos, tais como temperatura, umidade e aeração; mineralogia do solo; disponibilidade de nutrientes minerais, tais como N, P, S, Ca, Mo, Co, Fe; pH e o potencial redox; presença de microorganismos antagonistas, parasitas e predadores; defensivos agrícolas e/ou metais pesados ao solo; características próprias dos microorganismos constituintes da biomassa microbiana, tais como tempo de geração, taxa de crescimento, capacidade mutagênica, indução/repressão enzimática, diversidade fisiológica e metabólica, morfologia celular, capacidade de esporulação, etc.

Vários métodos poder ser utilizados para quantificação da biomassa e da atividade microbianas. Destacando-se: fumigação-incubação (FI), fumigação-extração (FE), conteúdo celular de ATP e taxa respiratória induzida pela adição de glicose, como métodos baseados em princípios fisiológicos para determinação da biomassa. A atividade microbiana é um parâmetro que também apresenta várias metodologias para sua quantificação. No entanto, Paul & Clark (1989) relataram que a avaliação do CO₂ liberado é a mais sensível e uma das mais utilizadas. Dados de biomassa microbiana devem estar sempre associados a dados de carbono orgânico e nitrogênio total, além da atividade respiratória do solo, para que forneçam índices úteis na avaliação da dinâmica da matéria orgânica (Gama-Rodrigues et al., 1994).

Dos métodos disponíveis para se estimar a biomassa microbiana, o da fumigação-incubação (Jenkinson & Powlson, 1976) e o da fumigação-extração (Vance et al., 1987 e Tate et al., 1988, proposto para carbono; e Brookes et al., 1985, proposto para nitrogênio) têm sido os mais utilizados. No entanto, a confiabilidade destes métodos é bastante questionável, visto que a estimativa da biomassa microbiana pode ser afetada pelas condições experimentais. Além disso, trata-se de um parâmetro altamente dinâmico e que se modifica rapidamente no solo. Nesse sentido, considera-se conveniente a utilização de mais de um método para se estudar a biomassa microbiana do solo (Ross, 1987; Gama-Rodrigues et al., 1994), nas mesmas amostras de solo, frente à extrema variedade do ambiente e da diversidade da microbiota.

A fumigação-incubação, proposto por Jenkinson & Powlson (1976) em substituição aos laboriosos métodos de contagem direta utilizados até aquele momento, foi considerado um grande avanço para se avaliar a biomassa microbiana do solo. Consiste na

quantificação do fluxo de CO₂ liberado por uma amostra de solo, após fumigação com clorofórmio purificado, durante um período de incubação de 10 dias. Pressupondo-se que a fumigação do solo mata a biomassa microbiana mas não afeta os demais constituintes, o fluxo de CO₂ deriva única e exclusivamente da biomassa microbiana morta (Jenkinson & Powlson, 1976). As principais restrições do método decorrem de certas características e/ou condições físicas do solo, tais como umidade (Ross, 1987, 1988), pH < 4,5 (Chapman, 1987; Vance et al., 1987a) e adições recentes de matéria orgânica (Martens, 1985).

O carbono da biomassa microbiana determinado através deste método tem sido correlacionado significativamente com os dados obtidos através de outros métodos, tais como microscopia direta (Jenkinson et al., 1976; Vance et al., 1987b), fumigação-extração (Vance et al., 1987c), conteúdo de ATP (Jenkinson, 1988), dentre outros.

Outro aspecto a ser considerado é a proporção do carbono da biomassa morta que é convertido em CO₂ durante o período de incubação, ou seja, o fator K_C, que deve ser incluído no cálculo de biomassa microbiana como um fator de correção. Para condições de clima temperado, o fator K_C tem sido considerado como 0,41 (Anderson & Domsch, 1978) ou 0,45 (Oades & Jenkinson, 1979), dentre outros, o que significa que 60% ou 55% do carbono da biomassa microbiana morta foram convertidos em CO₂ e, que apenas 40% ou 45% ficariam imobilizados nela, respectivamente. Para solos sob clima tropical, é provável que o K_C seja bem menor pois, é sabido que em processos de decomposição de materiais orgânicos nestes solos mais de 60% do carbono é perdido na forma de CO₂ e apenas uma pequena porcentagem fica retida no solo. Nestes solos, uma opção seria utilizar o valor 0,33 para o K_C, conforme proposto por Sparling & West (1988). Esses autores, avaliaram solos com diferentes conteúdos de carbono e índices pH e concluíram que o método da fumigação-incubação é

aplicável para solos com teores inferiores a $100 \text{ g de C kg}^{-1}$ de solo. O fator de correção (K_C) é imprescindível, visto que nem todo o carbono da biomassa morta é mineralizado a CO_2 no período de incubação adotado, ou seja, parte fica retida para a constituição, metabolismo e crescimento dos indivíduos envolvidos naquela biomassa microbiana. Para os solos do Brasil o fator de correção ainda não foi determinado e, desta forma, cada pesquisador utiliza aquele que melhor expressa as condições do experimento. Deve-se considerar a possibilidade de haver variação do fator em diferentes solos (Feigl, 1994).

A dinâmica da biomassa microbiana está estreitamente relacionada à dinâmica da matéria orgânica do solo. Fatores que afetam os teores de matéria orgânica do solo, normalmente, também provocam alterações na biomassa microbiana. Isso é particularmente evidente quando resíduos vegetais são adicionados ao solo (Soerensen, 1983) ou quando ocorre um decréscimo no teor de matéria orgânica do solo (Wardle, 1995, Wardle et al., 1999). A biomassa microbiana também é influenciada pelo teor de argila dos solos. A argila aumenta a adsorção de compostos orgânicos e nutrientes, proporciona maior capacidade tampão de acidez e protege os microorganismos contra predadores (Smith & Paul, 1990). Solos com elevado teor de argila apresentam maior imobilização de carbono e nitrogênio pela biomassa microbiana. Pfenning et al. (1992), estudando solos da Amazônia sob mata natural, encontraram, para solos muito argilosos, valores de carbono da biomassa microbiana 76 % mais elevados do que em solos com teores de argila mais baixo.

A biomassa microbiana não é uma estimativa da atividade dos microorganismos, mas da massa microbiana viva total, com base na concentração de algum elemento ou de alguma substância celular. Os valores de carbono da biomassa microbiana indicam o potencial metabólico da comunidade microbiana no solo que pode estar

participando do processo de decomposição de resíduos e da liberação de nutrientes para o solo. O nitrogênio da biomassa microbiana constitui uma parte significativa do nitrogênio potencialmente mineralizável disponível às plantas. No entanto, em solos com baixos teores de nitrogênio, o nitrogênio contido na biomassa irá, preferencialmente, ser utilizado pelos microorganismos na decomposição da matéria orgânica, ficando imobilizado, diminuindo sua disponibilidade imediata às plantas (Alexander, 1967; Paul & Clark, 1989). Os microorganismos não podem multiplicar-se e nem a matéria orgânica ser decomposta sem que o nitrogênio seja assimilado no protoplasma microbiano.

Os microorganismos são estimulados por materiais orgânicos provenientes da constante exsudação radicular, da descamação de células de raízes, de excreções e lisados, além do próprio sistema radicular que, geralmente, permanece no solo após a colheita da cultura (Cardoso & Freitas, 1992). Tal efeito é mais acentuado para bactérias, dada à sua densidade e diversidade fisiológica, metabólica e nutricional maiores, podendo a comunidade bacteriana, na zona rizosférica, atingir valores superiores a 100 vezes ao encontrado na zona não-rizosférica (relação R:S) (Cardoso, 1992; Cattelan & Vidor, 1990). O efeito rizosférico é variável, sendo o das leguminosas, geralmente, maior por unidade de superfície de raiz. Este fato parece estar relacionado com a menor relação C:N das exsudações das plantas deste grupo, o que facilita sua utilização pelos microorganismos, permitindo maior proliferação de células (Kolb & Martin, 1988). No entanto, as gramíneas, apesar das exsudações com maior relação C:N, possuem um sistema radicular mais denso e de renovação mais intensa, o que torna seu efeito rizosférico total maior que o das leguminosas (Lynch, 1984).

Grande parte da microbiota depende do aporte de matéria energética para sua sobrevivência e crescimento. O resultado da incorporação de matéria orgânica é um aumento imediato das populações, uma verdadeira explosão demográfica com a manutenção desse nível elevado por um determinado período de tempo até que se esgotem as fontes energéticas e as populações tendam a voltar ao nível populacional inicial.

Estimativas da biomassa microbiana têm sido utilizadas em estudos de fluxo de carbono e nitrogênio, teor de matéria orgânica do solo, ciclagem de nutrientes e produtividade das plantas em diferentes ecossistemas terrestres. Essas medidas possibilitam a quantificação da biomassa microbiana viva, presente no solo em um determinado tempo. Permitem também a associação da quantidade de nutrientes imobilizados e a atividade da biomassa microbiana com a fertilidade e o potencial de produtividade do solo, servindo de base para estudos de formação e ciclagem da matéria orgânica do solo.

Como os nutrientes imobilizados na biomassa microbiana encontram-se em uma forma mais lábil que aqueles contidos na matéria orgânica total (Schnurer et al., 1985), ela é mais sensível que os dados quantitativos de carbono orgânico e de nitrogênio total para se avaliar alterações na matéria orgânica causadas pelo manejo do solo e práticas de cultivo (Jenkinson & Ladd, 1981; Carter, 1986; Saffigna et al., 1989; Powlson et al., 1987). São vários os estudos sobre os efeitos dos diferentes sistemas de manejo dos solos agrícolas sobre a dinâmica da comunidade microbiana em condições de clima temperado (Carter, 1986; Doran, 1987; Anggers et al., 1992). Nesta situação, a conclusão geral é que práticas de manejo de solo onde há cultivo de plantas de cobertura ou permanência dos resíduos de colheita sobre o solo, a biomassa microbiana é maior, em relação aos mesmos solos que receberam apenas fertilizantes minerais (Bolton et al., 1985; Doran, 1987; Powlson et al., 1987; Fraser et al.,

1988; Anderson & Domsch, 1989; Nannipieri et al., 1990; Kirchner et al., 1993; Gunapala & Scow, 1998).

O cultivo mínimo e o plantio direto promovem elevação na biomassa microbiana do solo quando comparados com o cultivo convencional (Lynch & Panting, 1980; Doran, 1987; Saffigna et al., 1989; Constantini et al., 1996). Em experimentos de longa duração realizados no campo em Londrina (PR), em três anos de avaliações, observou-se que a prática do plantio direto estimulou a biomassa microbiana em até 302 % em relação ao sistema de plantio convencional. Diversos pesquisadores têm relatado aumentos na biomassa microbiana em solos submetidos ao sistema de plantio direto. Follet & Schimel (1989) observaram aumentos de até 72 % para o carbono da biomassa microbiana e de até 62 % para o nitrogênio da biomassa microbiana, nos EUA. Alvarez et al. (1995) citam aumentos no carbono da biomassa microbiana de até 300 % em solos submetidos ao sistema de plantio direto em relação ao plantio convencional, nos pampas argentinos. Balota et al. (1998) verificaram aumentos médios de 118 % na biomassa microbiana em solos sob sistema de plantio direto em relação ao plantio convencional. A grande variação no aumento de biomassa microbiana nos diferentes experimentos reflete diferenças na acessibilidade ao substrato de carbono pelos microorganismos, mudanças nos padrões metabólitos ou mesmo diferentes composições da comunidade microbiana do solo (Alvarez et al., 1995).

Flutuações temporais na biomassa microbiana do solo têm sido observadas por vários pesquisadores (Ross, 1988; Cattelan & Vidor, 1990; Tate et al., 1988; Díaz-Raviña et al., 1995), normalmente sendo associadas com as condições climáticas. Porém, a biomassa microbiana parece, muitas vezes, demonstrar um comportamento irregular em relação à variabilidade climática, devido, muito provavelmente, à complexidade das inter-

relações existentes entre umidade, temperatura, crescimento vegetal e aporte de matéria orgânica no solo (Wardle & Parkinson, 1990; Wardle, 1992).

Resultados encontrados em solos do Brasil, geralmente, contrastam com os obtidos em solos de regiões de clima temperado, apresentando maior ciclagem da biomassa microbiana. Desse modo, a queimada da vegetação nativa reduz a biomassa microbiana, tendo provocado uma queda de 87% em seu teor, conforme estudo conduzido na Região Amazônica (Pfenning et al., 1992). Na Região Sul do Brasil também foram constatadas que reduções no teor de matéria orgânica causadas pelo cultivo do solo refletiram na biomassa microbiana. No Paraná, a retirada de mata nativa, ou de campo nativo, no Rio Grande do Sul, reduziu o teor de carbono e nitrogênio do solo. Em apenas quatro anos, constataram um decréscimo drástico no teor de biomassa microbiana no solo descoberto e decréscimos menores, porém significativos, quando o campo nativo foi substituído pelo cultivo de guandu e milho (39%), siratro (33%), aveia e milho (47%) ou pangola (48%) (Cattelan & Vidor, 1990a,b).

O reconhecimento da importância da comunidade microbiana do solo tem levado a um aumento no interesse em se avaliar os nutrientes contidos nas células microbianas, tais como carbono e nitrogênio. Sua estimativa fornece informações importantes sobre as alterações decorrentes do manejo do solo, visto que respondem com maior rapidez a essas variações do que a parâmetros físicos e/ou químicos do solo, tais como pH (Powlson et al., 1987).

2.5. Transformações do Nitrogênio no solo

De modo geral, todos os compostos nitrogenados encontrados na natureza estão, de alguma forma, interligados, formando o que é comumente conhecido por ciclo do nitrogênio, proposto por Löhnis em 1913 (Paul & Clark, 1989), sofrendo transformações metabólicas nas células dos seres vivos. Essas transformações, mediadas pelos microorganismos, resultam na ocorrência de átomos de nitrogênio em diferentes estados de oxidação, formando diversas formas inorgânicas que são perdidas para o sistema solo-planta. O nitrato, por exemplo, é solúvel em água e, assim, está sujeito à lixiviação e ao transporte por escoamento superficial. As formas NH_4^+ e NH_3 estão sujeitas à volatilização e à fixação nas argilas e na matéria orgânica do solo.

Na natureza, a degradação de proteínas e outros compostos nitrogenados é resultado do metabolismo de vários tipos microbianos. De fato, quase todas as bactérias, fungos e actinomicetos degradam alguma forma complexa de nitrogênio, mas a taxa de decomposição e os compostos utilizados variam com a espécie e gênero microbiano.

O processo de transformação do nitrogênio orgânico em formas inorgânicas é chamado mineralização. O amônio e o nitrato produzidos são consequência de dois processos microbiológicos distintos: amonificação, processo de desaminação de compostos orgânicos nitrogenados, desenvolvido no protoplasma de uma grande diversidade de microorganismos; nitrificação, processo de transformação do amônio a nitrato (Alexander, 1967; Victoria et al., 1992; Paul & Clark, 1989). O amônio, formado na primeira etapa, está tipicamente associado com um produto final (resíduo) no metabolismo microbiano e seu acúmulo ou imobilização no solo dependem da demanda microbiana de nitrogênio para seu

crescimento. A nitrificação, no entanto, está geralmente associada com reações exergônicas de energia no metabolismo de bactérias autotróficas (Alexander, 1967).

2.5.1. Amonificação

Estima-se que cerca de 10^5 a 10^7 microorganismos do solo sejam amonificantes, mas tais determinações têm pouca importância porque o tamanho da população é governado pelos compostos nitrogenados que são adicionados como substratos no meio de cultura onde são realizadas as quantificações (Belser & Schmidt, 1978). Aminoácidos de cadeia simples têm um grupo grande de microorganismos capazes de utilizá-lo quando comparado, por exemplo, com a quitina, cujo nitrogênio presente em sua molécula somente pode ser utilizado por alguns poucos gêneros. Proteínas servem tanto como fonte de carbono quanto de nitrogênio para uma grande parte da comunidade microbiana do solo. Assim, na natureza, a degradação de proteínas e outros compostos nitrogenados é resultante do metabolismo de uma grande diversidade de microorganismos, cada um responsável por uma etapa do processo (Alexander, 1967).

O fato do amônio ser mineralizado ou acumulado no solo é dependente das exigências nutricionais de nitrogênio para o crescimento microbiano. Os fungos liberam menos amônio para o solo em relação às bactérias, uma vez que eles imobilizam mais nitrogênio para a síntese celular. A relação C:N dos microorganismos não é constante. Em geral, os fungos possuem relação C:N maior, variando de 4,5:1 a 15:1. As bactérias, no entanto, possuem relação C:N menor, geralmente variando entre 3:1 a 5:1, pelo fato de possuírem nitrogênio no polissacarídeo estrutural da parede celular, o peptídeoglucano (Paul

& Clark, 1989). Mas no solo, tem-se um misto de fungos e bactérias, cuja média de relação C:N pode ser considerada como 10:1, aproximadamente a do húmus e isto não é por acaso, é uma conseqüência.

Fontes não protéicas de nitrogênio incluem os constituintes da parede celular das bactérias e fungos. Os aminoácidos derivados da parede celular das bactérias e da quitina, constituintes dos fungos, são as principais fontes de nitrogênio durante a mineralização. A degradação da quitina envolve enzimas tais como a quitinase, que liberam o monômero acetilglicosamina, que será, posteriormente, degradada por quinases formando glicosamina-6-fosfato que será, finalmente, desaminada para produzir NH_4^+ . Os ácidos nucléicos, constituintes do DNA e RNA, são rapidamente degradados no solo. É interessante notar que este grupo de compostos é um dos poucos constituintes biológicos que não se acumula na matéria orgânica do solo.

Pelo fato da liberação de amônio a partir da matéria orgânica estar associada a muitos microorganismos fisiologicamente diferentes, o nitrogênio pode ser mineralizado nas mais diversas e extremas condições. A quantidade de amônio acumulada, no entanto, varia com o microorganismo, substrato degradado, tipo de solo e condições ambientais (Alexander, 1967).

A heterogeneidade bioquímica da microbiota responsável pela mineralização do nitrogênio é um fator crítico na determinação da influência dos fatores ambientais sobre a transformação. Comunidades microbianas diversas, tais como microorganismos quimioorganotróficos aeróbios ou anaeróbios, sensíveis ou resistentes à acidez, formadores ou não de esporos estão envolvidos no processo e, desta forma, sempre haverá um ou mais grupos microbianos ativos (Victoria et al., 1992). Conseqüentemente, a

mineralização não é eliminada em terras cultiváveis, porém, a taxa com que ocorre é acentuadamente influenciada por fatores bióticos e abióticos, naturais ou em consequência da atividade antropogênica. Características físicas e químicas do habitat tais como umidade, pH, aeração, temperatura e fornecimento de nutrientes inorgânicos influenciam a velocidade do processo de mineralização.

A mineralização é influenciada pelo pH do ambiente. A produção de nitrogênio inorgânico (NH_4^+ e NO_3^-) é maior em solos neutros do que em solos ácidos. A acidez tende a diminuir, porém, não elimina completamente a mineralização, tornando-a lenta, acumulando nitrogênio orgânico nestes solos. Ao se fazer calagem do solo, observa-se uma rápida mineralização (Alexander, 1967).

A temperatura afeta a seqüência da mineralização, pois cada etapa bioquímica é catalisada por enzimas produzidas pelos microorganismos, cujo crescimento está condicionado pela temperatura. Em contraste com a maioria das transformações microbianas, a temperatura ótima para amonificação não está dentro da variação mesofílica e sim, acima dos 40° C, geralmente, ficando entre 40 e 60° C (Alexander, 1967).

A amonificação ocorre tanto em solos aerados quanto em solos encharcados e inundados. A comunidade viva necessita de carbono, nitrogênio e outros nutrientes independentemente do tipo de solo e de fatores bióticos e abióticos. O que sucede é que em solos com baixo teor de oxigênio, o processo é lento porque a comunidade microbiana envolvida é naturalmente menor, menos diversificada e o metabolismo predominante é o de anaerobiose, com baixo rendimento energético (Alexander, 1967).

Apesar dos efeitos benéficos da umidade, o amônio também é produzido em solos com teores extremos de água, porque a comunidade possui

microorganismos aeróbios e anaeróbios e, assim, o nitrogênio é mineralizado em teores moderados e excessivamente altos de água. A produção de amônio é mais lenta sob condições de teores baixos de água, mas o aumento na umidade do solo estimula o processo de mineralização (Alexander, 1967).

O processo de mineralização é influenciado pelo pH do solo, sendo maior em solos neutros que em solos ácidos. Neste sentido, a prática da calagem estimularia a comunidade microbiana e, conseqüentemente, a mineralização (Alexander, 1967).

Em contraste com a maioria das transformações microbianas, a temperatura ótima para a ocorrência do processo de mineralização não é mesofílica, e sim, acima de 40° C, geralmente, ficando entre 40 e 60° C (Alexander, 1967).

O amônio formado: pode ser assimilado pelas plantas; adsorvido à matéria orgânica; imobilizado pela comunidade microbiana; adsorvido pelos minerais de argila, passando a fazer parte do complexo de troca do solo; pode se fixar entre as camadas de argila, por possuir, aproximadamente, o mesmo tamanho do íon K^+ , tornando-se indisponível às plantas; reage com a matéria orgânica do solo, para formar o complexo NH_2 -quinona, que é uma importante reação no processo de estabilização da matéria orgânica do solo; em condições de alcalinidade, pode ser perdido por volatilização na forma de NH_3 ; pode ser utilizado como fonte de energia para um grupo especial de microorganismos quimiolitotróficos que o utilizam como fonte de energia, iniciando o processo de nitrificação (Victoria et al., 1992; Paul & Clark, 1989).

2.5.2. Nitrificação

O processo de nitrificação refere-se à oxidação microbiana de amônio a nitrato. Realizado por bactérias quimioautotróficas, ocorre em duas fases: a primeira, nitrificação, correspondente à formação de nitrito a partir de amônio, mediada por microorganismos dos gêneros *Nitrosomonas*, *Nitrospira*, *Nitrosococcus* e *Nitrosolobus*; a segunda fase, nitratação, é a oxidação do nitrito a nitrato, realizada, principalmente, por bactérias dos gêneros *Nitrobacter*, *Nitrospira*, *Nitrococcus* e *Nitrocystis* (Alexander, 1967; Paul & Clark, 1989).

A nitrificação é um bom indicador da atividade biológica e fertilidade do solo. É um processo sensível às alterações do ambiente, podendo ser mensurado com razoável precisão e, por isso, tem sido bastante utilizado para avaliar os efeitos de vários manejos, inclusive adição de agroquímicos e metais pesados, sobre a biologia do solo. Deve-se salientar, porém, que uma redução na nitrificação não é de todo indesejável, por permitir uma maior manutenção do nitrogênio na superfície do solo, já que o íon amônio pode ser adsorvido aos colóides (Victoria et al., 1992), enquanto que o nitrato é facilmente perdido por lixiviação.

Este processo é afetado pelas características do solo, proporcionadas pelo tipo de manejo instalado, entre as quais, pH, aeração, umidade, temperatura e relação C:N do resíduo orgânico adicionado. Valores de pH ótimo estão entre 6,6 e 8,0; pH acima destes valores inibe a transformação de nitrito a nitrato (Paul & Clark, 1989). Visto que as bactérias nitrificantes são estritamente aeróbias, a presença de oxigênio é essencial para que a nitrificação aconteça, e isso é controlado pelos níveis de umidade e pela estrutura do solo. Contudo, é interessante ressaltar que os estudos de microbiologia do solo devam considerar o

caráter heterogêneo do solo em termos de “microhabitats”, pois, solos encharcados e solos “secos” possuem "microhabitats", tanto aeróbios quanto anaeróbios. Neste sentido, a dinâmica metabólica predominante varia com o nível de oxigenação do solo. Assim, em solos encharcados prevalecem "microhabitats" anaeróbios e, em solos "secos", "microhabitats" aeróbios. Desta forma, a nitrificação, bem como outros processos microbianos aeróbios, ocorrem também em condições de solo encharcado. No caso específico do nitrogênio, em condições de solo encharcados, pode ocorrer perda do nitrato por desnitrificação.

Condições ótimas de temperatura para ocorrência da nitrificação estão entre 30 a 35° C. Ademais, a interação deste fator com a umidade, aeração e outros fatores do solo provoca um efeito de sazonalidade sobre o processo de nitrificação. Assim, em regiões de clima temperado, observa-se que a nitrificação é maior na primavera e outono, sendo mais lenta no inverno e verão (Paul & Clark, 1989). Chao et al. (1993) quantificaram as populações de bactérias oxidantes do amônio e do nitrito em dois solos tropicais e obtiveram valores médios de $58,90 \cdot 10^6$ e $9,84 \cdot 10^6$ células por grama de solo, respectivamente. Ao passo que, Tortoso & Hutchison (1990) encontraram $0,028 \cdot 10^6$ e $2,3 \cdot 10^6$ células de bactérias oxidantes do amônio e do nitrito por grama de solo, respectivamente, em solos de regiões temperadas da América do Norte. Em solos da Suécia, Berg & Rosswall (1985) encontraram valores ainda mais baixos de bactérias oxidantes do amônio, não ultrapassando $2,0 \cdot 10^4$ células por grama de solo. Assim, fica claro que a nitrificação em solos de regiões de clima tropical, devido às temperaturas mais altas (15-35° C, em média), processa-se mais rapidamente que em solos de regiões de clima temperado, além do número maior de microorganismos nitrificantes presentes na região dos trópicos.

Embora os nitrificantes autotróficos mostrem-se sensíveis aos valores baixos de pH, estudos com solos ácidos de regiões tropicais demonstram que a produção de nitrato é pouco afetada e parece que ocorrem bactérias nitrificantes adaptadas a valores de pH mais baixos. Além disso, também acredita-se que possa ocorrer alguma nitrificação heterotrófica, fenômeno ainda bastante controverso (De Boer et al., 1988). Hankinson & Schmidt (1984) assumiram que a atividade de bactérias oxidantes do amônio em solos ácidos estaria restrita a microssítios com valores de pH mais elevados. Além disso, a rizosfera seria um ambiente relativamente mais favorável às bactérias nitrificantes em solos ácidos, porque a absorção preferencial de nitrato pelas raízes das plantas cultivadas tornaria este um ambiente menos ácido (Nye, 1981; Stienstra et al., 1993).

Alguns pesquisadores têm sugerido que a nitrificação aumenta em presença de raízes, porém, geralmente, é menor na região da rizosfera devido à imobilização microbiana, à absorção de nitrogênio pela planta (De Boer et al., 1988; Breland & Bakken, 1991; Verhagen et al., 1994) e à diminuição dos níveis de oxigênio pela intensa atividade heterotrófica após a liberação de exsudatos radiculares (Klemmedtsson et al., 1987; Crescenzi et al., 1988). Chantigny et al. (1996) observaram que a capacidade de nitrificação foi até cerca de duas vezes maior na rizosfera de plantas gramíneas perenes que em espécies de plantas anuais (alfafa, feijão “faba” e trigo). Neste experimento, os pesquisadores não observaram os efeitos negativos da rizosfera sobre a nitrificação, provavelmente porque uma quantidade elevada de nitrogênio havia sido adicionada ao solo, diminuindo a competição entre raízes das plantas e os microorganismos heterotróficos do solo.

No campo, entretanto, todos os fatores atuam em conjunto e são influenciados pelas propriedades do solo (De Boer et al., 1988; Drury et al., 1991), práticas

agrícolas de manejo do solo (Ryden, 1983; Bijay-Singh et al., 1989) e condições ambientais (Bottner, 1985; Perfect et al., 1990; Van Gestel et al., 1993).

Stearman & Matocha (1992) quantificaram o número de bactérias nitrificantes em solos agrícolas sob diferentes sistemas de manejo (plantio convencional, cultivo mínimo e plantio direto), em dois períodos, sendo o primeiro imediatamente antes do plantio do sorgo e, o segundo, oitenta dias após. Independente do tipo de manejo, o número de bactérias oxidantes do amônio foi maior no segundo período de coleta, sendo que no solos sob sistema de plantio direto este aumento foi de aproximadamente 10 vezes. Para as quantificações de bactérias oxidantes do nitrito, também observaram aumentos, exceto no solo sob sistema de plantio direto em que verificaram uma diminuição em até quatro vezes nas contagens deste grupo de microorganismo, em relação ao primeiro período de coleta. O aumento observado de um período para outro foi relacionado, pelos pesquisadores, ao efeito rizosférico e à fertilização realizada no início do experimento.

Berg & Rosswall (1985) encontraram aumentos de até trinta vezes nas contagens de bactérias oxidantes do amônio em solos enriquecidos de adubos orgânicos em relação ao mesmo solo, porém, deixado em pousio. Tal fato foi resultante das maiores taxas de mineralização da matéria orgânica adicionada, processo que estaria fornecendo mais substrato para este grupo de microorganismos nitrificantes (Schnurer et al., 1985). As contagens também foram 52 % maiores em solos adicionados de palha quando comparadas com aquelas obtidas em solos adicionados de adubos orgânicos, neste caso, muito provavelmente, o fato pode ser explicado pela maior relação C:N da palha, resultando em imobilização do nitrogênio nos solos do primeiro tratamento.

O fenômeno da nitrificação, antes considerado favorável para a agricultura, tem sido evitado porque pode resultar em perdas significativas de nitrogênio por lixiviação ou mesmo através de desnitrificação, causando poluição de águas subterrâneas e superficiais e poluição da atmosfera, respectivamente. Por isto, em solos agrícolas, a adubação com nitrogênio mineral é realizada de forma parcelada e procura-se estudar e desenvolver diversos produtos capazes de retardar o processo de amonificação e, principalmente, da nitrificação, como por exemplo o N-serve (2-cloro-6-(triclorometil)-piridina) (Chase et al., 1968).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Localização da área experimental

Com o objetivo de se conhecer as interações entre os diferentes sistemas de manejo agrícola e parâmetros biológicos do solo, o presente estudo foi conduzido em condições de campo, em quatro fazendas situadas no município de Pedrinhas Paulista (SP), região Centro-Oeste do Estado de São Paulo, que adotam o sistema de plantio direto há cerca de 11 anos, e o sistema de plantio convencional há cerca de 50 anos. A coleta das amostras de solo iniciou-se em Dezembro de 2000 e estendeu-se até Novembro de 2001, com periodicidade mensal, durante a sucessão das culturas soja/milho safrinha/soja. As amostras coletadas foram transportadas para o Laboratório de Microbiologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas/UNESP, localizada no município de Botucatu (SP).

3.2. Delineamento Experimental

O presente trabalho constou de quatro tratamentos com três parcelas medindo aproximadamente 12 x 50 m² cada, a saber: tratamento 1 - solo arenoso sob plantio direto, tratamento 2 - solo arenoso sob plantio convencional, tratamento 3 - solo argiloso sob plantio direto e tratamento 4 - solo argiloso sob plantio convencional.

3.3. Características Climáticas da área experimental

A temperatura média anual na região foi de 23,85° C, com precipitação de 1415 mm, incluindo um período de quatro a cinco meses de déficit hídrico, nos meses de abril e de julho a outubro.

As Figuras 1, 2 e 3 apresentam os dados médios de temperatura máxima e mínima, umidade relativa do ar e temperatura do ar na região onde o experimento foi conduzido.

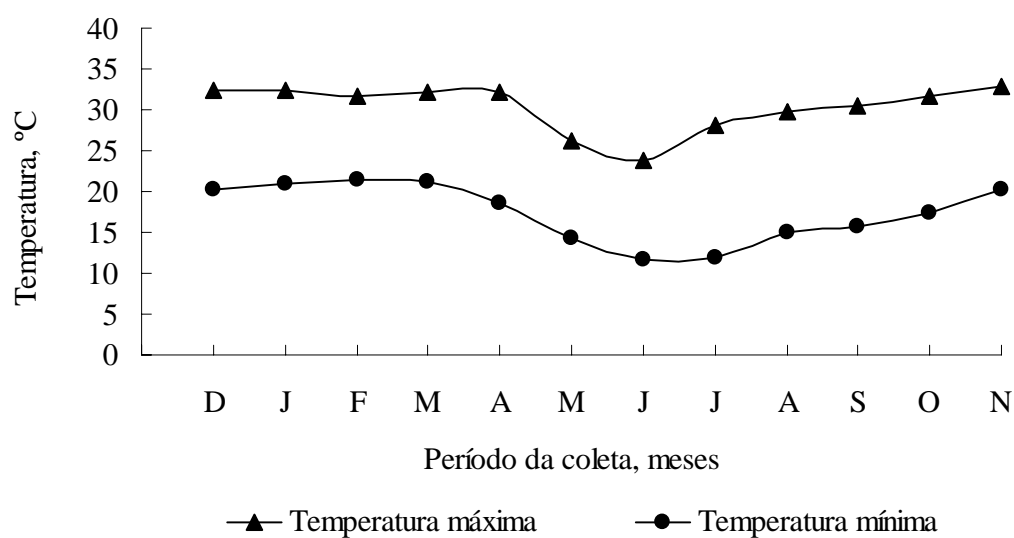


Figura 1 Temperatura máxima e mínima do ar, em °C, na região da área experimental, ao longo do período de coleta.

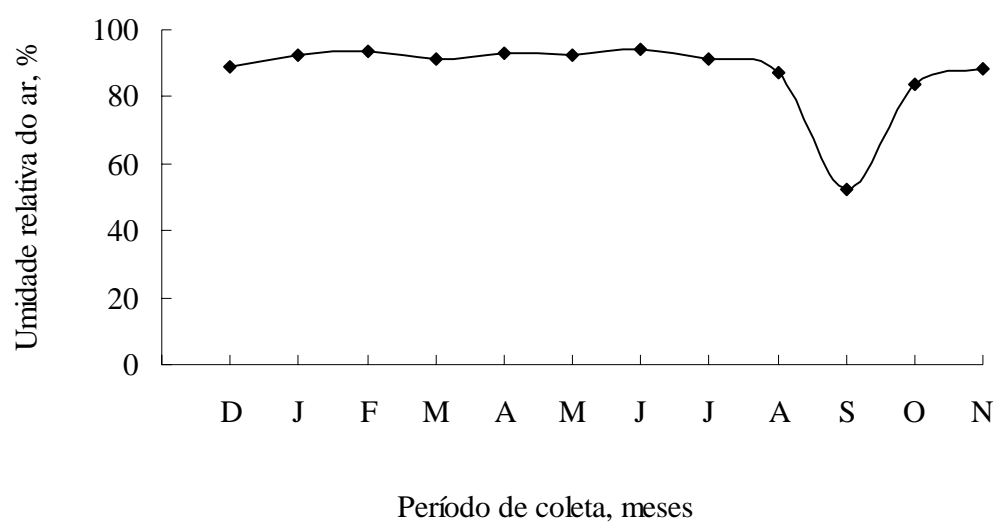


Figura 2. Umidade relativa do ar, em %, na região da área experimental, ao longo do período de coleta.

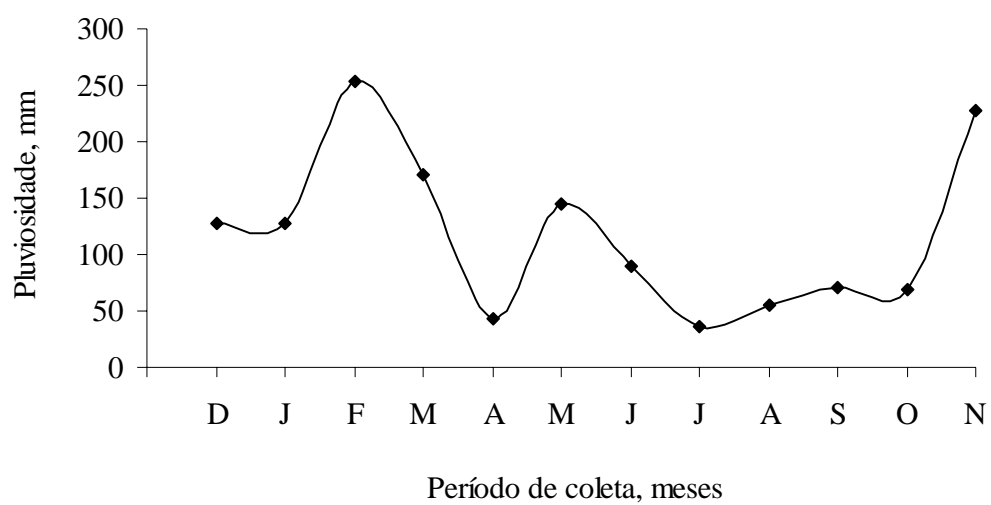


Figura 3. Pluviosidade, em mm, na região da área experimental, ao longo do período de coletas.

3.4. Manejos agrícolas realizados na área experimental.

No sistema de plantio convencional, fez-se adubação mineral com aplicação de Super-Simples (dose de 1000 kg ha^{-1} : Ca + S + P) no plantio da soja (Outubro de 2000 e de 2001) e de KCl em cobertura, em Novembro (dose de 250 kg ha^{-1}), adubação nitrogenada em Fevereiro de 2001 na cultura do milho “safrinha” (na dose de 850 kg ha^{-1} de 8/20/20 + Zn) e calagem em Setembro de 2001.

No sistema de plantio direto, fez-se aplicação de herbicida e inseticida aos 25 e 35 dias após o plantio do milho “safrinha”, respectivamente. A calagem foi realizada no mês de Outubro de 2001, antes do plantio da soja.

3.5. Caracterização química e física do solo na área experimental

Os solos dos tratamentos 1 e 2, foram classificados como Latossolo Vermelho Eutroférico, e dos tratamentos 3 e 4, Latossolo Vermelho-Amarelo Eutrófico, segundo a classificação atual (Embrapa, 1999).

As características químicas (Raij & Quaggio, 1983) e físicas (Embrapa, 1997) dos solos de cada uma das parcelas dos tratamentos do experimento foram analisadas pelo Laboratório de Fertilidade e Física do Solo, do Departamento de Ciência do Solo da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da UNESP/Botucatu (SP) e encontram-se nos Quadros 1 e 2, respectivamente. As amostras para estas análises foram coletadas no mês de Setembro/2000, anteriores ao início do experimento.

Quadro 1. Características químicas dos solos do experimento (Setembro/2000).

Trat ¹	Parcela	pH	M.O.	P _{resina}	H + Al	K	Ca	Mg	SB	CTC	V
		CaCl ₂	g dm ⁻³	mg dm ⁻³	_____	_____	mmol _c dm ⁻³	_____	_____	_____	%
Solo textura média											
PD	1	5,4	10	14	16	1,3	15	5	21	37	58
PD	2	4,7	7	39	18	1,3	13	3	17	35	49
PD	3	4,5	6	24	20	2,0	10	3	15	35	42
PC	1	5,0	12	40	19	2,8	18	5	26	45	58
PC	2	5,1	13	28	20	1,7	23	8	32	52	61
PC	3	5,3	11	23	17	1,7	24	11	37	54	68
Solo textura argilosa											
PD	1	4,6	23	54	50	4,4	32	8	44	93	47
PD	2	4,8	28	43	50	3,5	43	9	56	105	53
PD	3	4,8	25	31	50	4,2	40	8	52	102	51
PC	1	5,4	20	31	25	2,9	37	15	55	80	69
PC	2	7,2	18	57	9	2,8	99	23	125	134	93
PC	3	6,7	23	64	15	1,7	95	70	166	181	92

¹ Os tratamentos constaram de: PD – Plantio Direto em solo textura média, PC – Plantio Convencional em solo textura média, PD – Plantio Direto em solo textura argilosa, PC – Plantio Convencional em solo textura argilosa.

Quadro 2. Características físicas dos solos do experimento (Setembro/2000).

Tratamento ¹	Parcela	Areia Total	Argila	Silte	Textura do solo
		g kg ⁻¹			
Solo textura média					
PD	1	83	16	1	Média
PD	2	80	16	4	Média
PD	3	79	18	3	Média
PC	1	75	19	6	Média
PC	2	71	15	14	Média
PC	3	74	20	6	Média
Solo textura argilosa					
PD	1	11	76	13	Muito argilosa
PD	2	10	74	16	Muito argilosa
PD	3	11	74	15	Muito argilosa
PC	1	19	63	18	Muito argilosa
PC	2	18	66	16	Muito argilosa
PC	3	18	68	14	Muito argilosa

¹ Os tratamentos constaram de: 1 – Plantio Direto em solo textura média, 2 – Plantio Convencional em solo textura média, 3 – Plantio Direto em solo textura argilosa, 4 – Plantio Convencional em solo textura argilosa.

3.6. Coleta das amostras

Coletaram-se duas amostras compostas, com 10 pontos ao acaso cada, para cada parcela (três) de cada um dos quatro tratamentos do experimento, a uma profundidade de 0-10 cm, retirando-se solo da linha e entrelinha das culturas instaladas, com auxílio de um trado. Ao amostrar cada parcela, as amostras compostas obtidas para um mesmo tratamento não eram misturadas ou divididas em sub-amostras, para que não houvesse perda da independência estatística, quando então, as amostras deixariam de ser repetições e passariam a ser réplicas (Embrapa, 1994).

As amostras foram colocadas em sacos plásticos, de polietileno, homogêneas e procedia-se a retirada das raízes e resíduos vegetais maiores, manualmente, sem fazer peneiramento do solo. O transporte das amostras até o laboratório foi feito dentro de caixas de isopor com gelo, para que fossem protegidas do calor e da insolação direta e evitasse a perda de umidade. No laboratório, as amostras foram acondicionadas em geladeira, a $4^{\circ} \pm 2$ C, durante um período de até dois dias após a coleta. Pois, o tempo médio de geração dos membros da comunidade microbiana em solos onde há incorporação de resíduos orgânicos (Cattelan & Vidor, 1990) e maior disponibilidade de nutrientes (Alexander, 1969) é menor. Nestas condições, a maior atividade dos microorganismos pode resultar em modificações na comunidade microbiana. Para todas as análises realizadas, as amostras foram mantidas na umidade de campo, cuja faixa de variação ficou entre 18 e 24% de umidade, ao longo do período de coleta.

3.7. Parâmetros analisados

Os parâmetros avaliados foram carbono da biomassa microbiana (método da fumigação-incubação), liberação de CO₂ (taxa diária média e dados cumulativos), qCO₂ e contagem de grupos microbianos (fungos, bactérias, amonificantes, oxidantes do amônio e oxidantes do nitrito).

3.7.1. Biomassa microbiana – método da Fumigação-Incubação (FI)

Para determinação do carbono da biomassa microbiana (C-biomassa) através do método da fumigação-incubação, conforme descrito por Jenkinson & Powlson (1976b), procedeu-se a fumigação e defumigação de amostras.

Desta forma, 50 g de cada amostra composta, para cada parcela e para cada tratamento, foram acondicionadas em dessecadores revestidos com papel absorvente umedecido com água destilada e contendo um béquer com 25 mL de clorofórmio purificado (isento de etanol) e algumas pérolas de vidro. Fez-se vácuo no dessecador por dois minutos, quatro vezes seguidas, para borbulhamento vigoroso do CHCl₃. Após, incubaram-se os dessecadores no escuro, a 25° C, por um período de 24 horas. As amostras não fumigadas foram mantidas sob as mesmas condições de incubação (em dessecadores com papel absorvente umedecido, no escuro, a 25° C, durante 24 horas). Após este período de incubação, retirou-se o béquer com CHCl₃, renovou-se o papel umedecido e fez-se oito vácuos sucessivos, com duração de 3 minutos cada, para remoção do CHCl₃. Após a retirada do

clorofórmio, cada amostra fumigada foi inoculada com 1 g de solo não fumigado da correspondente, misturado com uma espátula. Este procedimento tem por objetivo fornecer uma ampla variedade de microorganismos que irão decompor a biomassa microbiana que foi morta pela fumigação. As amostras não-fumigadas foram apenas misturadas individualmente com a espátula.

A seguir, todas as amostras, fumigadas e não-fumigadas, foram incubadas individualmente em frascos de vidro transparente, capacidade de 3 L, com boca larga e tampa plástica rosqueável com disco vedante e graxa de silicone para impedir as trocas gasosas com o ambiente. Foram utilizados frascos grandes para assegurar a existência de O₂ suficiente por todo o período de incubação. Na base dos frascos colocaram-se 10 mL de água destilada para manutenção da umidade durante o período de incubação e um frasco tipo snap-cap contendo 10 mL de NaOH 1 ml L⁻¹. Os frascos foram acondicionados em sala de incubação, no escuro, a 25° C, durante um período de 30 dias. Três frascos contendo apenas a solução de NaOH e água destilada na base foram incluídos e mantidos sob as mesmas condições de incubação; constituíram-se nos brancos para o NaOH.

Periodicamente, a cada 10 dias para os frascos contendo amostras fumigadas e aos 3, 5, 7, 10, 15, 20 e 30 dias para os frascos contendo amostras de solo não fumigadas, renovava-se a solução de NaOH. O CO₂ liberado do solo é absorvido pelo NaOH produzindo Na₂CO₃. Para a quantificação do CO₂, adicionavam-se 5 mL de BaCl₂ 2M à solução de NaOH, imediatamente após a sua retirada dos frascos de incubação, para precipitar o carbonato como BaCO₃ (insolúvel), bem como 2 gotas de solução alcoólica de fenolftaleína, usada como indicador do ponto de viragem. Durante a titulação, com a adição lenta de HCl 0,5 mol L⁻¹, manteve-se a solução sob agitação magnética constante; então, o NaOH que não

reagiu com o CO₂ é trazido para pH 8,3, até que aconteça a mudança da cor da solução (de rosa para branco leitoso).

O carbono da biomassa foi calculado utilizando-se a equação: C-biomassa = (CO₂ liberado do solo fumigado, no período de 0-10 dias de incubação - CO₂ liberado do solo não fumigado, no período 10-20 dias de incubação)/ K_C; proposta por Jenkinson & Powlson (1976), para amostras recém coletadas.

O K_C é a fração do carbono da biomassa microbiana morta que é mineralizado a CO₂ no período de incubação considerado (Jenkinson, 1976; Oades & Jenkinson, 1979; Jenkinson & Ladd, 1981; Saffigna et al., 1989). Optou-se pelo emprego do K_C = 0,45, devido às condições de incubação terem sido realizadas a 25° C (Oades & Jenkinson, 1979; Jenkinson & Ladd, 1981) e os solos serem de regiões de clima tropical (Jenkinson, 1976).

3.7.2. Respiração basal do solo

A respiração do solo foi estimada pela quantidade de CO₂ liberado em 30 dias de incubação das amostras não-fumigadas. O método baseia-se na captura do CO₂ liberado do solo por uma solução alcalina (NaOH 1 mol L⁻¹) e sua dosagem é feita por titulação com HCl 0,5 mol L⁻¹. Colocou-se 50 g de solo em copinhos de polietileno (boca larga) dentro de frascos de vidro (capacidade de 3 litros) contendo um snap-cap com 10 mL de NaOH 1,0 mol L⁻¹ e 10 mL de H₂O destilada na base do frasco. Os frascos foram mantidos fechados hermeticamente durante o período de incubação. Também manteve-se três brancos sob as mesmas condições de incubação. Aos 3, 5, 7, 10, 15, 20 e 30 dias, a solução de NaOH

era substituída por outra e titulada conforme descrito anteriormente para o método da fumigação-incubação.

Essas amostras não-fumigadas serviram de testemunha para se observar o que aconteceria no solo independentemente do fluxo causado pela fumigação com clorofórmio (Embrapa, 1994).

O cálculo do CO₂ liberado foi feito utilizando a seguinte equação:

$$\text{CO}_2 (\mu\text{g g}^{-1} \text{ de solo seco}) = \frac{(\text{B} - \text{A}) \cdot \text{M} \cdot 6}{\text{PS}}$$

Onde,

B = quantidade de ácido utilizada para titular a solução de NaOH do branco (mL);

A = quantidade de ácido utilizada para titular a solução de NaOH da amostra (mL);

M = molaridade do ácido;

6 = equivalente-grama do carbono;

PS = peso seco da amostra de solo (g).

3.7.3. Quociente metabólico

O quociente metabólico (qCO₂) foi determinado através da relação entre a quantidade de carbono liberado na forma de CO₂ por hora no período inicial da incubação (0-10 dias) e a quantidade de C-biomassa (Anderson & Domsch, 1978; Anderson & Domsch, 1990).

Ou seja,

$$q\text{CO}_2 = (\text{C-CO}_2 \text{ liberado} \cdot \text{hora}^{-1}) / (\text{C-biomassa microbiana})$$

Os valores foram expressos em $\mu\text{g C-CO}_2 \text{ hora}^{-1} \mu\text{g}^{-1} \text{ C-biomassa}$.

3.7.4. Quantificação de grupos microbianos

Foram feitas enumerações de grupos microbianos do solo através da técnica do Número Mais Provável (NMP). Para fungos e bactérias, utilizou-se o plaqueamento de gotas (Jahnel et al., 1999); para os microorganismos amonificantes e nitrificantes utilizou-se o método tradicional, de acordo com o proposto por Cochram (1950). Os meios de culturas utilizados estão descritos nos Quadros 3, 4 e 5. Os meios de cultura para os microorganismos amonificantes e oxidantes do amônio e do nitrito tiveram o pH ajustado para 6,5, 7,8 e 7,6, respectivamente, antes da esterilização. Foram autoclavados a 120° C (1 atm), durante 30 minutos. Após, os tubos de ensaio contendo meio de cultura para fungos e bactérias foram mantidos em estufa, a 45° C, para que permanecesse em estado líquido.

Quadro 3 . Composição dos meios de cultura utilizados para determinação do Número Mais Provável de bactérias (Burnett et al., 1957) e fungos (Martin, 1950).

Agar nutriente (bactérias)	Meio de Martin (fungos)
1 g de NaCl	1 g de KH_2PO_4
3 g de extrato de levedura	1 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
5 g de peptona	5 g de peptona
10 g de ágar	10 g de dextrose
1000 mL de H_2O destilada	0,03 g de estreptomicina
	10 g de ágar
	1000 mL de água destilada

Quadro 4 . Composição do meio de cultura utilizado para determinação do Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (Embrapa, 1994).

Composto Químico	Meio de cultura (g 1000 mL ⁻¹ de água destilada)
Caseína hidrolisada	10,00
Extrato de levedura	0,1
K_2HPO_4	1,0
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,1
$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,01
$\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0,01
Fenol vermelho	0,02

Quadro 5 . Composição dos meios de cultura utilizados para determinação do Número Mais Provável de microorganismos nitrificantes (Schmidt & Belser, 1982).

Composto Químico	Concentração da Solução Estoque (g 100 mL ⁻¹)	Meio de cultura (mL da solução estoque 1000 mL ⁻¹ de água destilada)	
		Oxidantes do NH ₄ ⁺	Oxidantes do NO ₂ ⁻
(NH ₄) ₂ SO ₄	5,00	10,0	—
KNO ₂	0,85	—	1,0
CaCl ₂ . 2H ₂ O	1,34	1,0	1,0
MgSO ₄ . 7H ₂ O	4,00	1,0	5,0
Azul de bromotimol	0,04	5,0	—
K ₂ HPO ₄ (0,2 M)	3,48	—	4,0
KH ₂ PO ₄ (0,2 M)	2,72	7,5	1,0
ferro quelato	1,00	1,0	
FeSO ₄ . 7H ₂ O	0,246		
EDTA Na ₂	0,331		
Micronutrientes		1,0	1,0
NaMoO ₄ . 2H ₂ O	0,010		
MnCl ₂	0,020		
CoCl ₂ . 6H ₂ O	0,0002		
ZnSO ₄ . 7H ₂ O	0,020		
CuSO ₄	0,002		

Pesou-se 5 g de cada amostra composta, perfazendo duas repetições por parcela, ou seja, um total de seis repetições por tratamento. A seguir, a amostra foi diluída em frascos tipo snap-caps contendo 45 mL de solução salina 0,85% esterilizada (120° C, 1 atm, 30 min.), até a diluição 10^{-5} . Esta série de diluição decimal serviu para a quantificação dos grupos microbianos, sendo que para cada tratamento, foram realizadas seis diluições seriadas.

Para a quantificação dos fungos, tomou-se a diluição 10^{-1} da diluição seriada em solução salina como diluição inicial e procedeu-se inoculação em tubos de ensaio, contendo 0,9 mL do meio de Martin (1950) (Quadro 3), até diluição até 10^{-6} . De cada um dos cinco tubos de ensaio da diluição seriada, 1 gota com volume de 0,04 mL foi distribuída em coluna para cada placa de Petri. Repetiu-se esta operação por mais quatro vezes, perfazendo um total de cinco séries de diluição (25 tubos de ensaio), obtendo-se assim, 25 gotas por placa de Petri. Foi necessário fazer a distribuição das gotas em coluna, uma série de diluição de cada vez, para evitar que o meio de cultura inoculado nos tubos de ensaio solidificassem antes que as alíquotas fossem transferidas para a placa de Petri.

Para bactérias, fez-se o mesmo procedimento, porém, as diluições seriadas foram obtidas a partir da diluição 10^{-3} em solução salina, através da transferência de alíquotas de 0,5 mL da diluição específica para os 5 tubos de ensaio contendo o meio de cultura específico (Quadro 3), até diluição 10^{-8} . Após, alíquotas de 0,04 mL, uma para cada um dos cinco tubos, foram distribuídas, em coluna, em placa de Petri vazia e esterilizada. Repetiu-se esta operação outras quatro vezes, até se obter cinco séries de diluição, perfazendo um total de 25 tubos de ensaio e uma placa de Petri com 25 gotas.

O plaqueamento do meio de cultura agarizado foi realizado em câmara de fluxo laminar, em placas de Petri descartáveis e esterilizadas. As placas de Petri obtidas ao final do NMP de gotas, após solidificação do meio, foram vedadas com Parafilm® e incubadas em posição invertida, em câmaras tipo B.O.D., no escuro, a 28° C. A leitura do NMP de fungos e de bactérias foi realizada após 2 e 4 dias de incubação, respectivamente, com o auxílio de lupa. Considerando-se como positivas aquelas gotas onde ocorreu o crescimento de pelo menos um microorganismos do grupo de interesse. O crescimento em uma gota demonstra que pelo menos um propágulo viável (capaz de se desenvolver) foi transferido para o meio de cultura.

Para os microorganismos amonificantes e nitrificantes utilizou-se o método tradicional do NMP realizado em tubos de ensaio contendo o 4,5 mL do meio de cultura específico (Quadros 4 e 5, respectivamente) para cada um deles, previamente esterilizados em autoclave, variando a diluição da solução salina tomada como inicial para inocular o meio. Para microorganismos amonificantes e oxidantes do amônio, tomou-se como base a diluição 10^{-5} da diluição seriada em solução salina, ao passo que para os oxidantes do nitrito, a diluição 10^{-2} .

Após a transferência de alíquotas de 0,5 mL da diluição da suspensão de solo, 0,5 mL dos tubos de ensaio contendo meio de cultura líquido foram transferidos consecutivamente ao longo de 8 tubos de ensaio em cada uma das séries de diluição. Assim, procedeu-se diluição até 10^{13} para amonificantes e oxidantes do amônio e 10^{10} para microorganismos oxidantes do nitrito. A seguir, os tubos de ensaio transferidos foram incubados em câmaras tipo B.O.D., a 28° C, no escuro, durante períodos de 4 dias, para os microorganismos amonificantes e 28 dias, para os nitrificantes.

Com base nos resultados obtidos em cada uma das diluições, o NMP dos microorganismos foi estimado com o auxílio da Tabela de McCrady (tabela de probabilidade de ocorrência) (DeMan, 1983).

4. Análise estatística

Os resultados foram analisados através de análise fatorial (teor de argila x manejo do solo x períodos de coleta). O Teste de Tukey foi utilizado para comparação das médias. Utilizou-se o programa estatístico Sigmastat para o processamento das análises.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Carbono da biomassa microbiana

A Figura 4 apresenta os teores médios de carbono da biomassa microbiana (expressos em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo), estimado pelo método da fumigação-incubação (FI), calculados aplicando-se a Equação proposta por Jenkinson & Powlson (1976b). O Quadro 6 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os resultados de carbono da biomassa microbiana.

O carbono microbiano variou de 0 a $311 \mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, ao longo de todo o período de coleta. O carbono da biomassa microbiana foi maior para solos textura argilosa (0 a $311 \mu\text{g C g}^{-1}$ de solo) do que para solos textura média (3 a $223 \mu\text{g C g}^{-1}$ de solo). Ademais, os dados foram maiores para o sistema de plantio direto, independentemente do teor de argila dos solos.

Considerando-se todos os períodos de coleta, observou-se, na camada do perfil de solo amostrada, que o carbono da biomassa microbiana quantificado nos solos sob

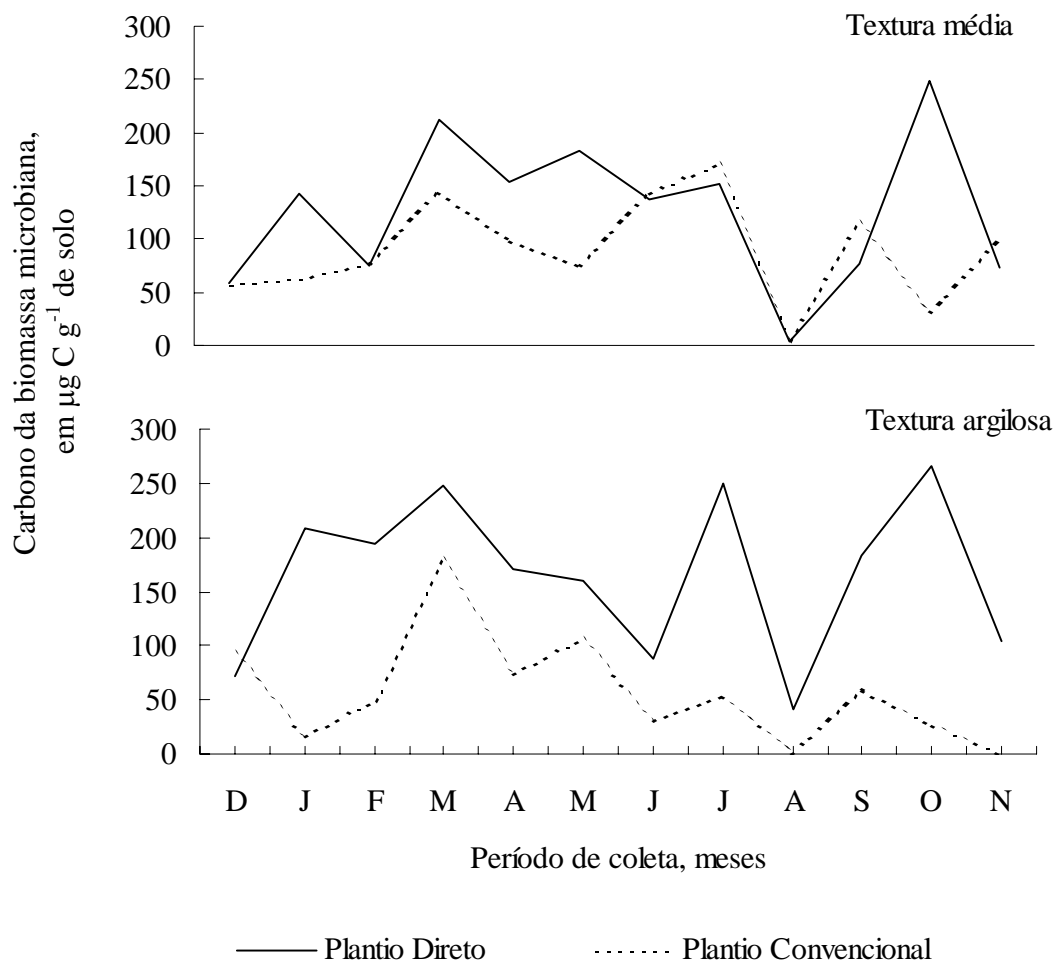


Figura 4. Quantidade de carbono da biomassa microbiana, em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, em solos sob sistema de plantio direto e convencional, com diferentes teores de argila. Média de 9 repetições.

Quadro 6. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro carbono da biomassa microbiana (método da fumigação-incubação).

Carbono da biomassa microbiana ($\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		107,8989	
	Textura Argilosa		111,3204	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		145,8194	
	Plantio Convencional		73,4000	
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	58,1397	57,4417	71,1106	93,5184
Janeiro	143,3095	61,3752	208,0104	15,8162
Fevereiro	75,6607	75,9446	193,6233	47,9090
Março	212,0544	145,3060	243,1028	180,4131
Abril	154,2050	98,7718	169,8270	72,9450
Maiο	182,2575	74,7508	159,5803	106,7718
Junho	137,3751	142,4139	88,7947	31,0695
Julho	151,1813	169,5391	249,4492	54,6682
Agosto	3,9600	3,3169	41,0644	0,0000
Setembro	77,6064	115,4018	182,9294	59,1497
Outubro	248,4413	31,2639	265,8320	26,7012
Novembro	72,7450	97,1120	104,4043	0,0000
Teste F				
	TA		0,705	
	SP		147,513**	
	PC		20,530**	
	TA x SP		50,701**	
	TA x PC		2,062*	
	SP x PC		7,846**	
	TA x SP x PC		4,582**	

*: significativo ($p > 0,05$); **: significativo ($p > 0,01$)

sistema de plantio direto, representou 113,77 e 162,54 $\mu\text{g C g}^{-1}$ nos solos textura média e argilosa, respectivamente, enquanto nos solos sob sistema de plantio convencional, apresentou uma redução de 29 e 69 % nos solos textura média e argilosa, respectivamente. Apesar do tipo de manejo e dos períodos de coleta, não se observaram diferenças significativas entre os teores de argila (Quadro 6).

Comparando-se os tipos de manejo, independentemente do teor de argila, verificou-se que o carbono da biomassa microbiana foi significativamente maior nos solos sob sistema de plantio direto em relação ao plantio convencional (Quadro 6), nas coletas realizadas nos meses de Janeiro, Fevereiro, Março, Abril, Maio, Julho, Agosto, Outubro e Novembro. Nos demais períodos (Dezembro, Junho e Setembro), não foram encontradas diferenças significativas.

Estudos em várias partes do mundo têm observado que solos sob sistema de plantio direto ou cultivo mínimo, em comparação ao plantio convencional, apresentam valores maiores de carbono da biomassa microbiana e de matéria orgânica do solo. Carter & Rennie (1982), Ahl et al. (1998) e Frey et al. (1999) relataram aumentos de 10, 11 e 30 %, respectivamente, no carbono da biomassa microbiana em solos sob sistema de plantio direto em relação ao sistema de plantio convencional, enquanto no presente experimento observou-se um aumento de 47 % entre os dois sistemas de plantio. Um maior ou menor aumento na quantidade de carbono da biomassa comparando-se os dados de literatura pode ser função do clima, solo, vegetação, tipo de manejo e tempo de instalação do manejo em questão (Doran & Linn, 1994; Salinas-Garcia et al., 1997; Meyer et al., 1996; Ahl et al., 1998).

Modificações no conteúdo da biomassa microbiana do solo, influenciadas pelas práticas de manejo agrícolas, podem ser consideradas como a primeira

indicação das alterações que podem ocorrer, a longo prazo, na fertilidade do solo, principalmente nos teores de matéria orgânica (Lynch & Panting, 1980; Powlson et al., 1987; Anderson & Domsch, 1990; Saffigna et al., 1989; Ross et al., 1992; Angers et al., 1993; Alvarez et al., 1995; Giller et al., 1997; Wardle et al., 1999).

O sistema de plantio direto, muito provavelmente, resultou em um ambiente diferente na camada de solo amostrada (0-10 cm), devido, dentre outros fatores, à maior quantidade de materiais orgânicos facilmente decomponíveis, o que favoreceu a biomassa microbiana, quando comparado ao solo sob sistema de plantio convencional.

Independentemente do tipo de manejo, considerando-se os valores médios obtidos ao longo do período de coleta, o carbono da biomassa microbiana foi cerca de 10% maior no solo textura argilosa em relação ao textura média (Quadro 6). Em oito dos doze períodos de coleta, a quantidade de carbono da biomassa microbiana foi maior nos solos textura argilosa em relação aos de textura média, muito embora não tenham sido verificadas diferenças significativas em todas elas. No entanto, no único mês onde encontrou-se diferença significativa (Junho) ela foi favorável aos solos arenosos. Wardle (1992) relatou que a textura do solo pode influenciar a biomassa microbiana. De acordo com esse autor, ao se adicionar substratos orgânicos em solos com teores elevados de argila, há maior crescimento microbiano, possivelmente, devido a propriedade da argila em reduzir a ciclagem de nutrientes e a taxa de decomposição, reter microorganismos e adsorver nutrientes, funcionando assim, como tampão para o índice pH e protegendo os microorganismos contra o ataque da meso e macrofauna.

A variabilidade temporal dos parâmetros microbiológicos dos solos, dentro do período de coleta, indica, muito provavelmente, a liberação de nutrientes resultantes

da ciclagem microbiana devido à sazonalidade (Singh et al., 1989; Joergensen et al., 1994; Wardle et al., 1999). Wardle & Parkinson (1990), Wardle (1992) e Feigl (1994), dentre outros autores, relacionaram a flutuação sazonal da biomassa microbiana e da atividade desta, com a umidade e temperatura do solo. No presente experimento, no entanto, comparando-se os dados de carbono da biomassa microbiana com a Figura 3 (Item 3.3), observa-se que a oscilação na biomassa microbiana não acompanhou a flutuação na precipitação pluviométrica que ocorreu na área experimental. Porém, Cattelan & Vidor (1990) observaram que a biomassa microbiana foi muito influenciada pela variação dos fatores climáticos, principalmente umidade e temperatura. Segundo Wardle (1998), nas regiões de clima tropical, onde não há congelamento do solo no período do inverno, a biomassa microbiana não demonstraria tendência temporal consistente.

Wardle et al. (1999) encontraram maior variabilidade nas parcelas dos solos com cobertura vegetal, indicando que neles havia uma biomassa microbiana mais dinâmica, porém, menos estável, tal como observado no presente no estudo. Ademais, outros parâmetros aqui analisados também são indicativos da instabilidade causada pelo sistema de plantio direto, tais como uma maior relação bactéria: fungo e um maior qCO_2 (Gerson & Chet, 1981; Insam & Domsch, 1988; Wardle et al., 1999).

As relações ecológicas entre as diferentes populações de microorganismos no solo são difíceis de serem caracterizadas. Nos ecossistemas naturais, a diversidade e o número de microorganismos apresentam oscilações na comunidade, como resultado das alterações ambientais. Por causa destas oscilações, o equilíbrio microbiológico no solo tem sido considerado como equilíbrio dinâmico (Cardoso, 1992). Nos agroecossistemas, as mudanças significativas e perceptíveis na comunidade microbiana

também estão relacionadas com as condições ambientais e são consequência, principalmente, do uso e das práticas de manejo do solo. O manejo, tais como preparo e fertilização do solo, tipo de cultura e época de plantio, é determinante para o desenvolvimento de microhabitats, resultando na alteração do equilíbrio dinâmico, através de modificações nos processos microbiológicos, fisiológicos e bioquímicos predominantes (Cattelan & Vidor, 1990).

A ausência de dados de carbono da biomassa microbiana, nos solos argilosos sob plantio convencional, nos meses de Agosto e Novembro de 2001, expressa uma das maiores dificuldades dessa metodologia, isto é, fazer a compensação adequada para a decomposição da matéria orgânica não-microbiana. Esse é um fato comum quando se utiliza a metodologia em questão para solos onde foram realizadas práticas agrícolas que resultam na incorporação de raízes e outros tecidos vegetais e/ou fertilizantes orgânicos, gerando grandes polêmicas. De acordo com o teor de compostos facilmente degradáveis, pode-se obter valores muito baixos ou mesmo negativos (Martens, 1985; Alef & Nannipieri, 1995; Martens, 1995).

Martens (1985) também relata que as populações microbianas inoculadas nas amostras fumigadas não degradam os materiais orgânicos presentes no solo com a mesma velocidade que as populações nativas do solo, presentes nas amostras não-fumigadas.

A decomposição da matéria orgânica pelos microorganismos do solo está relacionada com a quantidade (Campbell et al., 1991), a composição química dos materiais (Paul et al., 1999) e a sua localização (Holand & Coleman, 1986; Diaz-Raviña et al., 1988; Paul et al., 1999), bem como com as condições ambientais. Compostos orgânicos solúveis são prontamente decompostos, restando aqueles recalcitrantes (Nicolardot, 1988; Cook & Allan, 1992; Howarth & Elliott, 1996; Rochette & Gregorich, 1998). As diferenças

nos efeitos dos resíduos vegetais sobre a biomassa microbiana, observadas no presente experimento, podem estar relacionadas, muito provavelmente, à relação C:N dos materiais. Sabe-se que uma relação C:N estreita favorece a atividade microbiana (Drury et al., 1991; Kandeler & Murer, 1993). Com a extensão do período de incubação, a microbiota se altera e a comunidade que utiliza compostos orgânicos simples diminui, muito provavelmente, devido à redução destes compostos solúveis.

Os substratos disponibilizados pela fumigação são decompostos pela comunidade microbiana recolonizadora que alcança números máximos em poucos dias após o agente fumigante ter sido removido e, a partir deste momento, diminui lentamente. Após o pico inicial de liberação de C-CO₂ (primeiros dez dias), devido, principalmente, à decomposição dos materiais orgânicos, a taxa respiratória do solo fumigado tende a igualar-se à do solo não-fumigado. Isto indica que a comunidade nativa do solo não-fumigado não é mais eficiente em utilizar a matéria orgânica que aquela comunidade microbiana que foi inoculada no solo fumigado. Geralmente, os microorganismos aumentam rapidamente por haver substrato disponível; esta é a situação que ocorre logo após a fumigação-incubação.

No presente experimento, observou-se que o carbono da biomassa microbiana aumentou com o crescimento e com a densidade das raízes das culturas instaladas (Drury et al., 1991; Kandeler & Murer, 1993). Diferenças nas populações microbianas da rizosfera existem, visto que as plantas variam em relação à quantidade e qualidade dos compostos orgânicos exsudados por suas raízes (Lynch & Bragg, 1985; Kandeler & Murer, 1993). Bottner et al. (1988) e Franzluebbers et al. (1994) observaram que no período do florescimento, as raízes das plantas estão mais ativas em relação ao período inicial (crescimento vegetativo) e à senescência, exsudando uma maior quantidade e maior

diversidade de compostos orgânicos e, com isso, propiciando um incremento no número e na atividade de microorganismos na região da rizosfera. Tal fato pode ser verificado nos meses de Janeiro e Fevereiro de 2001, períodos em que a soja cultivada na área experimental estava florescendo (Figura 4).

A flutuação temporal verificada ao longo do período de coleta (Figura 4) não permitiu o ajuste de um modelo matemático para que se procedesse análise de regressão dos dados. Este resultado sugere uma grande heterogeneidade do ecossistema solo demonstrando que diversos fatores podem estar exercendo influência sobre os resultados dos diferentes parâmetros microbiológicos avaliados no presente experimento. Dentre estes fatores destacam-se: propriedades químicas e físicas do solo, condições climáticas, tipo de vegetação e estágio de desenvolvimento da cultura, tipo e tempo de instalação dos sistemas de manejo agrícolas, quantidade e relação C:N dos resíduos vegetais, umidade e temperatura do solo, metodologias analíticas empregadas, etc. Além destes, outros fatores, tais como a variabilidade espacial e a inter-relação solo-planta-microorganismos poderiam influenciar na variabilidade dos resultados obtidos.

5.2. Atividade Respiratória

A respiração basal do solo é um parâmetro sensível da qualidade do carbono orgânico disponível ao metabolismo dos microorganismos heterotróficos (Shan-Min et al., 1987). Uma maior liberação de CO₂ por unidade de massa de solo pode indicar a presença de substrato mais facilmente assimilável e/ou disponível ao desenvolvimento da biomassa microbiana presente no solo.

5.2.1. Taxa diária média de C-CO₂ liberado (período 0-30 dias de incubação)

A Figura 5 apresenta os dados de taxa diária média de C-CO₂ liberado do solo, expressos em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo dia^{-1} , para cada teor de argila do solo, ao longo do período de coleta. O Quadro 7 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os dados de taxa diária média de C-CO₂ liberado do solo aos 10 dias do período de incubação.

Os valores de taxa diária média, no presente estudo, variaram de 0,0038 a 11,8029 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo dia^{-1} , sendo ambos encontrados no solo textura argilosa sob sistema de plantio direto, nos meses de Setembro e Março de 2001, respectivamente.

De modo geral, a maior liberação de C-CO₂ em termos de taxa diária média, ocorreu nos primeiros dez dias de incubação para todos os tratamentos. Este rápido aumento na taxa respiratória, ainda que de curta duração, muito provavelmente, corresponde à proliferação de bactérias zimogênicas que crescem rapidamente após perturbações e/ou condições de alta disponibilidade de nutrientes (consideradas r-estrategistas e caracterizadas por altas velocidades de crescimento e reprodução) (Paul & Clark, 1989).

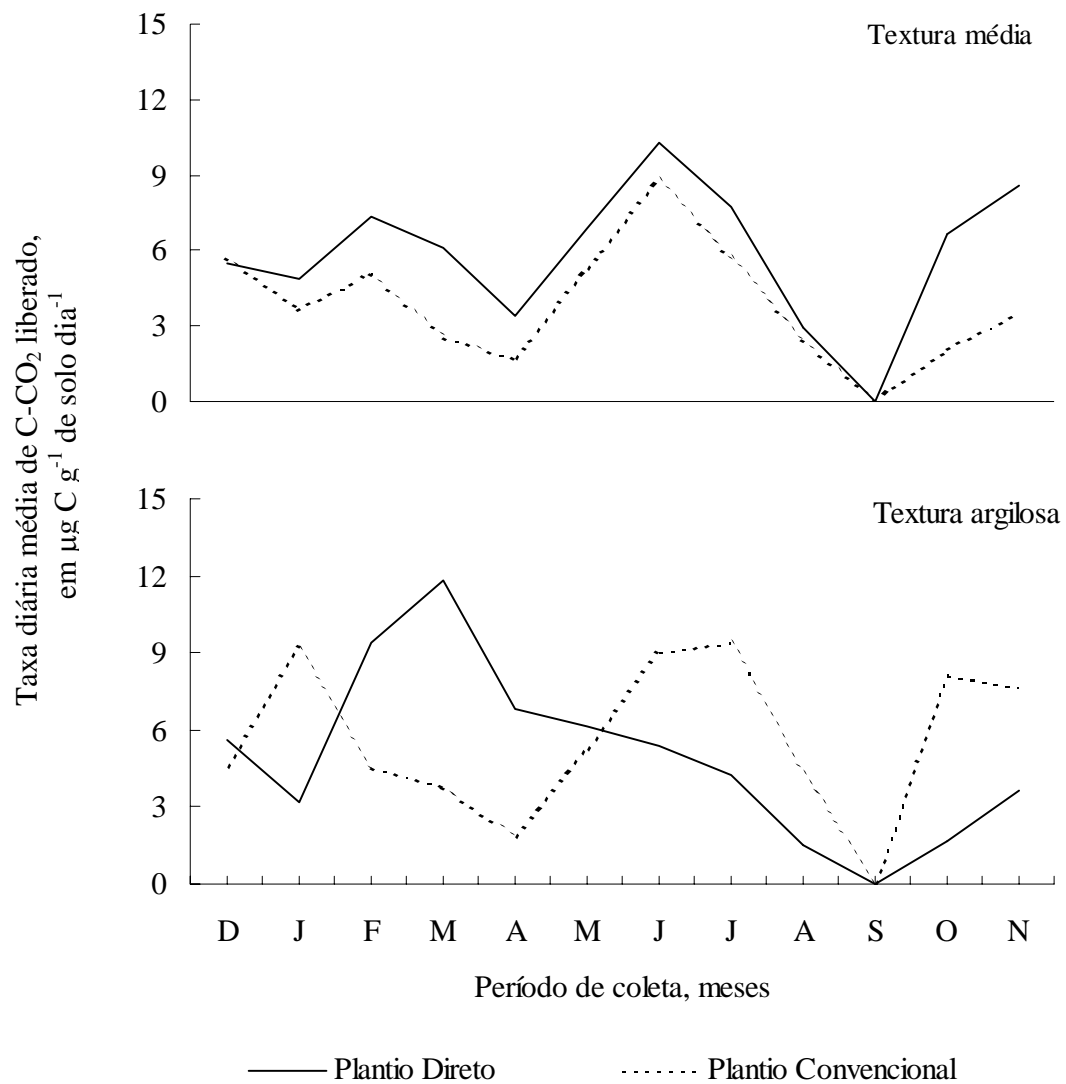


Figura 5. Taxa diária média de C-CO₂ liberado, em µg g⁻¹ de solo dia⁻¹, aos 10 dias do período de incubação, em solos sob sistema de plantio direto e convencional, com diferentes teores de argila. Médias de 9 repetições.

Quadro 7. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro taxa diária média C-CO₂ liberado, aos 10 dias do período de incubação.

Taxa diária média de C-CO ₂ liberado ($\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo dia^{-1})				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		4,8699	
	Textura Argilosa		5,2891	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		5,4058	
	Plantio Convencional		4,7532	
Períodos de Coleta (PC)				
	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	5,4989	5,7359	5,6174	4,5508
Janeiro	4,8752	3,6281	3,1746	9,1836
Fevereiro	7,3753	5,1060	9,4177	4,5387
Março	6,1229	2,5608	11,8029	3,8124
Abril	3,4016	1,7008	6,8032	1,7953
Maiο	6,8788	5,2410	6,1228	5,2410
Junho	10,3181	8,8063	5,4047	8,9953
Julho	7,7224	5,6999	4,2289	9,3772
Agosto	2,9126	2,4874	1,5307	4,2945
Setembro	0,0055	0,0050	0,0038	0,0053
Outubro	6,6520	2,1165	1,6441	8,0693
Novembro	8,5640	3,4616	3,6617	7,6636
Teste F				
	TA		0,674	
	SP		93,369**	
	PC		19,874**	
	TA x SP		6,611*	
	TA x PC		2,076*	
	SP x PC		2,993**	
	TA x SP x PC		0,718	

*: significativo ($p > 0,05$); **: significativo ($p > 0,01$)

Segundo Jenkinson (1988), a separação entre biomassa microbiana ativa e passiva não tem importância significativa no solo. O autor prefere buscar explicações na hipótese dos estrategistas “r” e “k” (Andrews & Harris, 1986), ou seja, em solos com baixa densidade populacional, onde fatores de crescimento dependentes da densidade (suprimento alimentar, metabólitos tóxicos, predação, espaço) são negligíveis, a regulação da população é feita por mecanismos típicos independentes da densidade (extremos de temperatura e umidade, alterações climáticas), onde predominam os microorganismos chamados de r-estrategistas; enquanto que em ambientes com alta densidade populacional predominam os k-estrategistas, onde as populações são reguladas pelos fatores dependentes da densidade. Considerando-se o solo como meio ambiente, uma condição “r” pode surgir temporariamente em consequência do aumento do suprimento alimentar ou um declínio acentuado da densidade populacional; e a condição “k” ocorre quando a relação entre o meio ambiente e população é tal que a taxa específica de aumento da população é muito baixa ou até mesmo, zero. Conseqüentemente, a densidade populacional, neste último caso, está próxima da capacidade limite do ecossistema (que é aquele limite onde é capaz de manter a população em condições de equilíbrio dinâmico, ou seja, sem modificações significativas no número de indivíduos). Na prática, a maioria dos microhabitats microbianos apresentam características de oscilação entre os extremos de condições r e k (Andrews & Harris, 1986; Grisi, 1995).

Em estudo com plantio direto e plantio convencional, na região de Londrina (PR), Balota et al. (1998) encontraram maiores valores de atividade respiratória nas amostras de solo de plantio direto ($4,79 \mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo dia^{-1}) em relação ao plantio convencional ($2,76 \mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo dia^{-1}); cerca de duas vezes maior no primeiro em

relação ao segundo. Este resultado assemelha-se ao observado no presente estudo, no qual se obteve uma taxa diária média de liberação de C-CO₂ maior para solos sob plantio direto em relação ao plantio convencional, ou seja, 5,41 e 4,75 µg de C g⁻¹ de solo dia⁻¹, respectivamente, independentemente do teor de argila, ao se considerar o período de incubação de 0-10 dias de incubação (Figura 5). Essa maior liberação de CO₂ nas parcelas sob plantio direto é devida, entre outros fatores, à maior atividade microbiana, a qual está relacionada, muito provavelmente, à maior quantidade de carbono orgânico e/ou microbiano do solo (Carter, 1986; Hendrix et al., 1988; Follet & Schimel, 1989; Alvarez et al., 1995).

Interessante destacar que os valores acumulados de C-CO₂ liberado, descritos na literatura são, também, bastantes variados. Gama-Rodrigues et al. (1994) constataram que a respiração, em solos coletados em região de clima tropical (Rio de Janeiro – Brasil), variou de 6,3 a 20 µg de C g⁻¹ de solo, enquanto que no estudo de Alvarez et al. (1995), com solo da região dos Pampas da Argentina, observaram uma variação de 3,3 a 34,40 µg de C g⁻¹ de solo. Nesse sentido, é importante considerar a grande diversidade que há entre os solos e dentro de um mesmo tipo de solo face à heterogeneidade do sistema, condições climáticas, bem como as metodologias analíticas e período de incubação empregados em cada estudo.

No período compreendido entre 0 a 10 dias de incubação, os solos, independentemente do teor de argila e do tipo de manejo liberaram cerca de 47% da quantidade total de C-CO₂ liberado ao longo de todo o período de incubação (Figura 5). Este fato era esperado e corrobora dados de literatura. Nos processos de decomposição de materiais orgânicos nos solos, a comunidade microbiana oxida os constituintes mais

simples, gerando nutrientes que serão utilizados pelos microorganismos para sua estrutura e funcionamento celular. Nesse processo, parte do carbono é oxidado a CO₂. Este processo, simples, é feito por uma vastíssima comunidade microbiana heterotrófica que inclui bactérias, fungos e actinomicetos, cujo metabolismo, fisiologia e nutrição é extremamente versátil. A seguir, restam os compostos mais complexos para cuja degradação existem outras comunidades, de densidade naturalmente menor, conseqüentemente a liberação de CO₂ cai acentuadamente. Almeida (1983), Alvarez et al (1995), Paul et al. (1999) e outros, já observaram tal comportamento quando da adição de vinhaça, bagaço de cana, etc., em solos.

Outro fato que explicaria este rápido aumento na respiração microbiana é a exposição da matéria orgânica do solo que estava inicialmente protegida dentro dos agregados e que, devido ao manuseio e preparo das amostras foi liberada ao metabolismo microbiano (Foster, 1994; Rovira, 1994).

Embora Franzluebbbers & Arshad (1996) tenham verificado que a respiração microbiana e a quantidade de carbono orgânico disponível decresceram com a intensidade do revolvimento do solo, o que é característico de sistemas de preparo convencional, isto não foi regra. Fato contrário foi observado no presente estudo, podendo ser verificado comparando-se os valores das taxas diárias médias de C-CO₂ liberado, 5,86, 4,95, 3,88 e 5,63 µg de C g⁻¹ de solo dia⁻¹ nos solos textura média, sob plantio direto e convencional, e textura argilosa, sob plantio direto e convencional, respectivamente. No entanto, Ahl et al. (1998) encontraram quantidades de C-CO₂ liberado por dia, três a quatro vezes maiores em solos arenosos em relação aos argilosos, independente do tipo de

preparo. Fatores inerentes ao tipo de solo, tipo e teor de matéria orgânica, condições de incubação e outros interferem nos resultados.

Existe uma interação solo-cultura resultante de aspectos físicos, químicos e biológicos que interferem diretamente na disponibilidade de água às plantas. Essa interação varia para cada classe de solo, práticas de manejo e espécie cultivada. Carlesso (1995) relatou que para uma mesma profundidade do solo e em condição de déficit hídrico, solos com textura franco arenosa apresentam uma capacidade até 20 % maior de armazenamento de água disponível às plantas de milho em relação aos solos de textura argila pesada e franco-argilo-siltosa. Neste sentido, nos solos textura média do presente estudo, onde não foi realizado nenhum manejo de irrigação, a água disponível às plantas foi dependente de precipitações pluviométricas, ao longo de todo o período de coleta (Figura 3; Item 3.3), o que pode, muito provavelmente, ter influenciado a dinâmica de crescimento radicular e, assim, a qualidade e quantidade dos exsudatos radiculares (efeito rizosférico). Solos com textura argilosa, muitas vezes, podem ser problemáticos para a agricultura durante períodos de restrição hídrica, pois, apesar da grande quantidade de água armazenada no perfil, apresentam menor quantidade de água disponível às plantas cultivadas, o que, indiretamente, influencia a atividade microbiana.

5.2.2. Dados cumulativos de CO₂ liberado

A Figura 6 apresenta os dados acumulados de C-CO₂ liberado do solo, expressos em $\mu\text{g C g}^{-1}$ de solo, para cada tratamento, ao longo do período de incubação, em cada um dos meses de coleta. O Quadro 8 apresenta uma síntese da análise

da análise estatística realizada para os dados de C-CO₂ liberado do solo, ao longo de 30 dias de incubação.

No presente experimento, os valores mínimos e máximos de quantidade total acumulada de C-CO₂ liberado, ao final de 30 dias de incubação, foram cerca de 53,32 e 246,51 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo, ao longo de todo o período de coleta. Sendo que o menor valor foi encontrado em solo textura média sob sistema de plantio convencional, no mês de Abril/2001 e o maior valor, em solo textura argilosa sob sistema de plantio direto, no mês de Julho/2001.

Quando se compara a média geral da quantidade total acumulada de C-CO₂ liberado, nos diferentes solos estudados, aqueles sob sistema de plantio convencional, tanto o textura média (90,34 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo) quanto o textura argilosa (100,16 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo), apresentaram valores médios menores, em relação ao plantio direto (148,47 e 188,71 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo, nas amostras arenosas e argilosas, respectivamente) (dados não apresentados).

Nas amostras do solo sob sistema de plantio direto, as quantidades médias acumuladas de C-CO₂ liberado foram sempre significativamente maiores (168,136 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo) em relação ao plantio convencional (96,138 $\mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo), ao final do período de incubação (30 dias), independentemente do teor de argila (Quadro 8). Exceto nos meses de Dezembro e Maio, não foram encontradas diferenças significativas em relação aos sistemas de manejo dos solos.

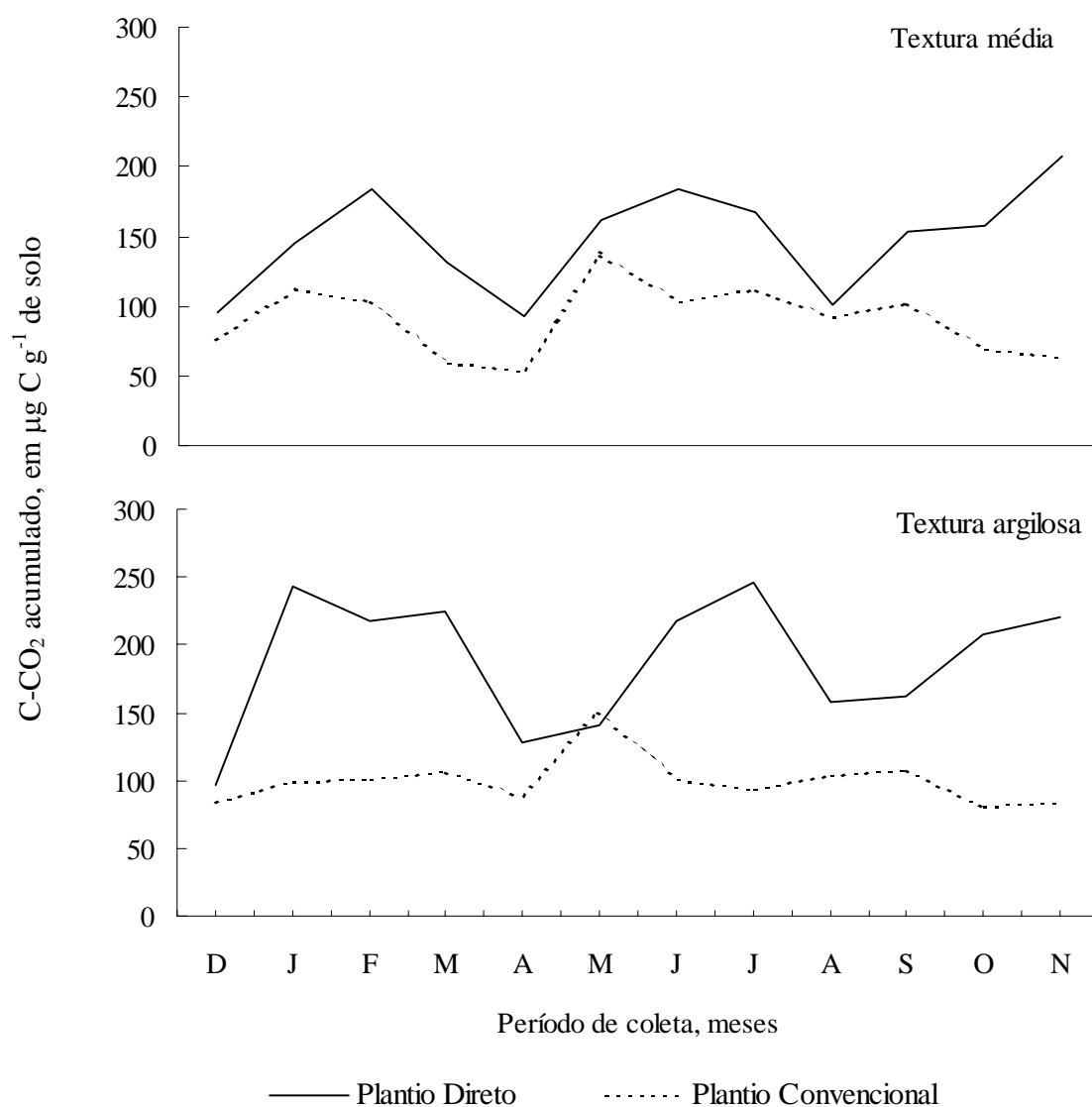


Figura 6. Dados acumulados de C-CO₂ liberado, em µg g⁻¹ de solo, ao longo do período de 30 dias de incubação, em solos sob sistema de plantio direto e convencional, com diferentes teores de argila. Médias de 9 repetições.

Quadro 8. Síntese da análise de variância e do teste de médias para os dados acumulados de C-CO₂ liberado pelo solo, ao longo de 30 dias de incubação.

C-CO ₂ liberado				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média	119,4028		
	Textura Argilosa	144,4313		
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto	168,5866		
	Plantio Convencional	95,2474		
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	95,7273	76,2820	96,5496	84,2433
Janeiro	145,2028	111,9571	243,6787	99,1765
Fevereiro	183,9250	103,5153	218,1428	101,3086
Março	131,0835	59,9965	224,1290	106,5920
Abril	92,6643	53,3214	128,5207	88,2216
Maio	162,0664	136,7435	141,2790	150,3498
Junho	183,9250	103,5153	218,1428	101,3086
Julho	167,6599	112,4942	246,5167	94,0995
Agosto	100,5908	92,8764	157,8112	103,3252
Setembro	152,8070	101,6414	162,1141	108,3028
Outubro	158,1357	68,6497	207,2474	81,5891
Novembro	207,8213	63,0650	220,3382	83,3633
Teste F				
	TA	17,159**		
	SP	137,136**		
	PC	4,171**		
	TA x SP	5,088*		
	TA x PC	1,852*		
	SP x PC	3,556**		
	TA x SP x PC	1,075		
CV (%)		51,42		

*: significativo (p < 0,05); **: significativo (p < 0,01)

Maiores quantidades de liberação de C-CO₂ em solos sob plantio direto e/ou cultivo mínimo em relação ao preparo convencional, na camada superficial do solo, têm sido observadas também por outros pesquisadores e explicadas como sendo uma conseqüência da maior atividade biológica (Carter, 1986; Hendrix et al., 1988; Follet & Schimel, 1989; Alvarez et al., 1995; Lupwayi et al., 1998; Balota et al., 1998), a qual, por sua vez, tem sido diretamente correlacionada com o carbono orgânico do solo e/ou a biomassa microbiana (Hendrix et al., 1988; Balota et al., 1998).

Quando se adiciona um resíduo orgânico ao solo, a microbiota ali presente é estimulada pelo fornecimento de nutrientes; conseqüentemente, observa-se aumento na liberação de CO₂ devido à oxidação microbiana do carbono presente no solo (Reicosky & Lindstrom, 1993; Reicosky et al., 1995). Este fato foi observado no presente experimento em termos de C-CO₂ liberado. Quando a atividade microbiana não é restringida por outros fatores, tais como temperatura, umidade e aeração, quanto maior a adição de carbono, maior será a respiração do solo. Assim, em solos manejados com cultivo mínimo ou plantio direto espera-se aumento da atividade microbiana devido ao maior acúmulo de matéria orgânica no sistema. Os resíduos culturais que permanecem na superfície atuam no fornecimento de carbono orgânico e outros nutrientes, manutenção de melhores níveis de umidade, formação de uma camada isolante reduzindo a amplitude térmica (Salton & Mielniczuk, 1995; Reicosky et al., 1997).

Considerando-se o teor de argila, a quantidade acumulada de C-CO₂ liberado, ao final do período de incubação, foi de 119,403 e 144,871 µg de C g⁻¹ em solo textura média e argilosa, respectivamente (Quadro 8). Comparando-se os valores médios, obtidos em cada período de coleta, de quantidade acumulada de C-CO₂ liberado, independente

do tipo de manejo, foram encontradas diferenças estatisticamente significativas favoráveis aos solos de textura argilosa em relação aos de textura média (Quadro 8), nos meses de Janeiro, Março, Abril, Julho e Agosto. Nos demais períodos, embora aritmeticamente maiores, as diferenças respirométricas entre os solos com diferentes teores de argila não foram significativas estatisticamente. Esse fato pode ter ocorrido em função da argila (Quadro 2; Item 3.3) ser um dos principais fatores que afetam a dinâmica da matéria orgânica no solo, uma vez que os agregados formados pelas partículas de argila podem reter, dentro e entre os microagregados, compostos orgânicos (Soerensen, 1983; Gregorich et al., 1991; Franzluebbers et al., 1996). Assim, solos com textura argilosa, tais como o do presente estudo possuem maior quantidade de carbono orgânico disponível (Quadro 1; Item 3.3). Além disso, o sistema de plantio direto poderia estar selecionando uma comunidade microbiana mais eficiente na utilização desses substratos (Kaiser et al., 1992).

Um fator que pode ter sido responsável, em parte, pela grande diferença observada entre a quantidade acumulada de C-CO₂ liberado, ao final do período de incubação, entre os períodos de coleta, é resultante da rotação de culturas feitas nas áreas de coletas (Figura 6). No período de Dezembro/2000 a Fevereiro/2001 havia soja cultivada na área e, em sucessão a ela, foi plantado milho “safrinha”. Essa rotação leguminosa/gramínea, sabe-se bem, melhora a qualidade do solo, em termos de fertilidade, especialmente em função da fixação biológica de nitrogênio. Há maior disponibilidade de carbono orgânico (Alvarez et al., 1995), nitrogênio e compostos solúveis, em consequência da mineralização favorecida pela relação C:N estreita dos resíduos da cultura. Conseqüentemente, a comunidade microbiana é favorecida em termos de quantidade e qualidade. A presença de uma leguminosa na rotação de cultura, dentre outros fatores, aumentou em até quatro vezes a quantidade de C-CO₂ liberado

nas diferentes épocas de coleta. Rotações de culturas podem afetar a microbiota do solo pela alteração quantitativa e qualitativa do aporte de matéria orgânica e também pelo efeito que cada uma das culturas em si pode exercer sobre os microorganismos que estão diretamente associados com as raízes de cada uma (como por exemplo, fitopatógenos, fungos micorrízicos, bactérias promotoras do crescimento de plantas) (Rovira et al., 1990). Benefícios da rotação de culturas sobre a atividade e biomassa microbiana também foram verificados por Vargas & Scholles (2000).

Observando-se a Figura 6 verifica-se que, para o mês de Dezembro/2000 e Abril/2001, independentemente do tipo de preparo do solo, as quantidades de C-CO₂ liberado, ao final do período de incubação, não excederam 96 µg de C g⁻¹ de solo, ao passo que para os demais meses, os valores observados foram, em geral, próximos a 140 µg de C g⁻¹ de solo. Esse fato pode ter sido causado por fatores que regulam a atividade biótica no solo tais como umidade, temperatura, aeração, aportes e distribuição da matéria orgânica (Doran & Werner, 1990). Entretanto, as práticas agrícolas alteram mais de um destes fatores ao mesmo tempo dificultando a identificação do fator principal responsável por um determinado efeito. No mês de Dezembro/2000 (Figura 6), por exemplo, a quantidade de chuvas (Figura 3; Item 3.3) que ocorreu na área do experimento foi superior àquela das demais épocas, o que pode ter gerado aumento na quantidade de “microhabitats” anaeróbios no solo, alterando a composição da comunidade microbiana presente, tal como salientado por Alvarez et al., 1995, predominando microorganismos de metabolismo anaeróbio (com taxa metabólica mais baixa em relação aos aeróbios). Ademais, leguminosas cultivadas, como por exemplo a soja, fazendo fixação biológica de nitrogênio neste período poderiam levar a uma diminuição do índice pH do solo rizosférico, devido à maior absorção de cátions (Ca, Mg, K, Na) em

relação à de ânions (Cl , H_2PO_4 , SO_4), ao ponto de influenciar, negativamente, a atividade biológica no local (Alexander, 1984; Franco & Neves, 1992; Rovira, 1994). Associada a essa acidez, ainda poderia ocorrer toxidez de manganês (Alexander, 1984; Franco & Neves, 1992).

No mês de Abril/2001 (Figura 6) havia milho “safrinha” crescendo nos solos amostrados. Além dos fatores abióticos, tais como o baixo índice de precipitações pluviométricas (Figura 2) que ocorreu neste período na área experimental, o estágio de desenvolvimento da cultura pode ter propiciado a baixa quantidade de C-CO_2 liberada pelos solos estudados independentemente do tipo de manejo empregado e do teor de argila.

Sabe-se que o teor de matéria orgânica diminui em qualquer solo destinado ao uso agrícola, principalmente na camada 0-15 cm do perfil (Gebhart et al., 1994), gerando efeitos prejudiciais tais como aumento nos riscos de erosão, diminuição na infiltração e capacidade de retenção de água dos solos. Essa redução do teor de carbono orgânico é função da intensidade de cultivo e do tipo de preparo do solo, sendo mais acentuada naqueles onde se realizou o plantio convencional (Doran, 1980; Angers et al., 1993; Alvarez et al., 1995). Com isso, há redução na biomassa (Lynch & Panting, 1980; Gupta & Germida, 1988; Saffigna et al., 1989; Angers et al., 1993), atividade microbiana (Van de Werf & Verstraete, 1987) e populações de microorganismos (Doran, 1980) na camada superficial do solo.

Nos meses de Janeiro, Março, Julho e Novembro de 2001 (Figura 6), a curva de C-CO_2 acumulado liberado do solo sob plantio direto destacou-se das demais, atingindo aproximadamente $224 \mu\text{g de C g}^{-1}$ de solo em Março/2001, ao final do período de incubação. Tal fato pode estar relacionado com uma provável melhoria nas condições físicas, químicas e biológicas do solo, determinadas pelo sistema de plantio direto, devido à manutenção dos resíduos culturais na superfície do solo. Ademais, pode ter havido maior

concentração de raízes na camada superficial do solo (Lynch & Panting, 1980), possibilitando uma maior biomassa microbiana nesta camada em função do efeito rizosférico (Vargas & Scholles, 2000). O milho “safrinha”, cultura presente no momento da coleta (Março/2001), encontrava-se em pleno desenvolvimento fisiológico, o que também pode ter contribuído para o efeito rizosférico, como verificado por Cheng et al. (1996) e Vargas & Scholles (2000).

Alvarez et al. (1995), comparando a quantidade de C-CO₂ liberada de solos sob preparo convencional e plantio direto (camada 0-10 cm), encontraram valores até três vezes maiores no solo sob plantio direto em relação ao plantio convencional durante a incubação das amostras em laboratório. Os mesmos autores também observaram que os dados cumulativos de C-CO₂ liberado, quando modelados, comportaram-se como uma curva exponencial de segundo grau ($r^2 \geq 0,95$). Este modelo descreve que a decomposição dos resíduos culturais está separada em dois grupos de substratos: um de fácil decomposição e outro mais resistente ao metabolismo microbiano. Ao final, concluíram que a matéria orgânica presente na superfície dos solos sob plantio direto e cultivo mínimo é formada por materiais facilmente decompostos que são mineralizados mais rapidamente, durante as incubações em laboratório (quando as amostras dos diferentes sistemas de preparo são mantidas sob as mesmas condições de temperatura e umidade), e comparando-se com o sistema de plantio convencional (Collins et al., 1990).

5.2.3. Quociente respiratório

A Figura 7 apresenta os dados de qCO_2 , em μg C- CO_2 liberado $hora^{-1} \mu g^{-1}$ C-biomassa microbiana. O Quadro 9 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os dados de qCO_2 , em μg C- CO_2 liberado $hora^{-1} \mu g^{-1}$ C-biomassa microbiana.

Baseado na teoria de Odum (Odum, 1969), chamada de sucessão de ecossistemas, nos ambientes mais estáveis, o carbono passa para níveis tróficos superiores, conservando-se no ecossistema. Neste sentido, uma vez que o qCO_2 é a quantidade de C- CO_2 liberado por unidade de carbono da biomassa microbiana por unidade de tempo, ele poderia ser empregado como um índice indicador da qualidade do solo, uma vez que está relacionado com o tamanho e a atividade da biomassa microbiana.

Segundo Anderson & Domsch (1985, 1990), o qCO_2 é diretamente proporcional às perturbações e, à medida que uma determinada biomassa microbiana torna-se mais eficiente, menos carbono é perdido na forma de C- CO_2 pela respiração e, maior quantidade seria incorporada à biomassa. Ou seja, quanto menor o valor do qCO_2 mais eficiente é a biomassa microbiana e o carbono conserva-se no solo. Segundo Wardle (1993) o qCO_2 deve ser interpretado como uma medida da ineficiência microbiana porque o carbono que ela não é capaz de utilizar em seu crescimento ou como constituinte celular é perdido do sistema na forma de C- CO_2 .

Para Insam & Domsch (1988), a respiração microbiana por unidade de carbono da biomassa microbiana, isto é, o qCO_2 , diminuiu em sistemas de plantio mais estáveis. Por outro lado, a incorporação de resíduos vegetais ao solo aumenta o qCO_2 (Ocio & Brookes, 1990). O aumento no qCO_2 indica que os microorganismos do solo são pouco eficientes em conservar carbono (Anderson & Domsch, 1993). Assim, parece ocorrer uma

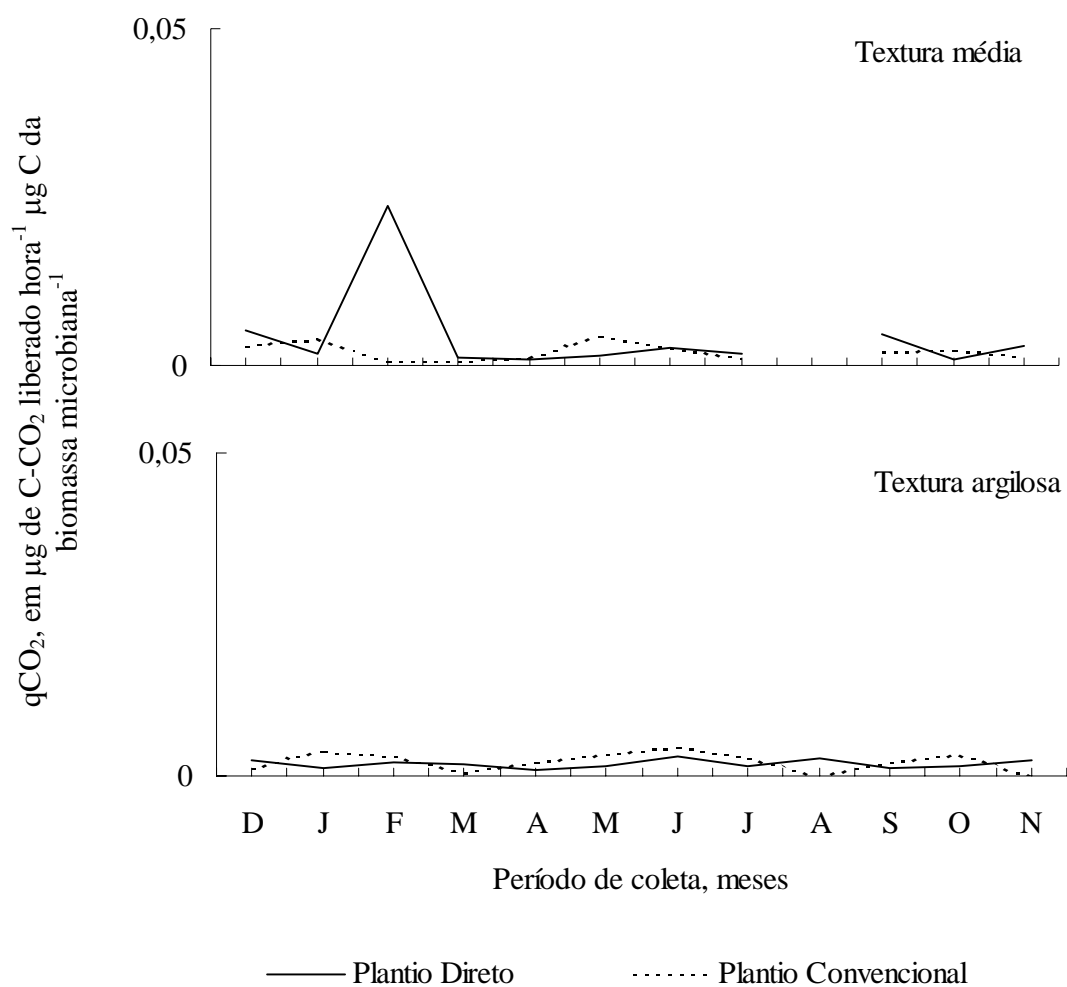


Figura 7. Dados de qCO₂, em µg de C-CO₂ liberado ao longo de 10 dias de incubação hora⁻¹ µg de carbono da biomassa microbiana⁻¹, para solos sob sistema de plantio direto e convencional, em textura média e argilosa ao longo do período de coleta.

Quadro 9. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro qCO₂.

qCO ₂ (μg C-CO ₂ hora ⁻¹ μg ⁻¹ C-biomassa microbiana)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média	0,0032250		
	Textura Argilosa	0,0020276		
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto	0,0030171		
	Plantio Convencional	0,0021834		
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
	Dezembro	0,0053235	0,0029372	0,0022652
	Janeiro	0,0016537	0,0041282	0,0013530
	Fevereiro	0,0236583	0,0006868	0,0019812
	Março	0,0011482	0,0005830	0,0016856
	Abril	0,0009465	0,0011199	0,0008573
	Maiο	0,0014834	0,0044522	0,0014437
	Junho	0,0027213	0,0026087	0,0030446
	Julho	0,0018388	0,0010553	0,0014603
	Agosto	—	—	0,0028328
	Setembro	0,0047205	0,0021440	0,0011498
	Outubro	0,0009669	0,0023592	0,0014642
	Novembro	0,0028981	0,0015172	0,0024973
Teste F				
	TA	5,308*		
	SP	0,00253		
	PC	4,178**		
	TA x SP	0,0119		
	TA x PC	4,421**		
	SP x PC	0,0580		
	TA x SP x PC	0,0546		

*: significativo (p > 0,05); **: significativo (p > 0,01)

relação inversa entre a biomassa microbiana e o qCO_2 (Insam et al., 1991). Balota et al. (1998) em experimento com diferentes sucessões de culturas sob sistema de plantio direto e convencional, constataram que em presença de maior quantidade de carbono orgânico ocorreu aumento na biomassa microbiana e diminuição no qCO_2 .

No presente estudo, o sistema de plantio não influenciou significativamente o qCO_2 (Quadro 9), embora ele tenha sido ligeiramente maior nos solos sob sistema de plantio direto ($0,01522 \mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{hora}^{-1} \mu\text{g}^{-1}$ C-biomassa microbiana) em relação ao plantio convencional ($0,01462 \mu\text{g C-CO}_2$ liberado $\text{hora}^{-1} \mu\text{g}^{-1}$ C-biomassa microbiana), o que, possivelmente, reflete uma maior necessidade energética pelas comunidades microbianas presente no solo sob sistema de plantio direto.

Solos sob sistema de plantio convencional podem apresentar redução na matéria orgânica e um qCO_2 maior em relação ao solo sob plantio direto (Saffigna et al., 1989). Isso pode ser consequência da diferença entre a acessibilidade do substrato orgânico pelos microorganismos e/ou alterações no metabolismo ou na composição da microbiota do solo (Alvarez et al., 1995). O sistema de plantio direto pode, entre outras coisas, proporcionar maior agregação das partículas de solo formando microhabitats dentro dos quais os microorganismos estarão protegidos das condições adversas (Foster, 1994). A microbiota, tornando-se mais estável, resultaria em uma diferenciação de acordo com sua idade (Balota et al., 1998), além de um aumento na relação bactérias: fungos do solo (Sakamoto & Oba, 1994; Dilly & Munch, 1996). Desse modo, as células mais novas seriam metabolicamente mais ativas (r-estrategistas), resultando em maior qCO_2 . Tal fato tem implicações práticas na agricultura, pois se mais carbono é respirado, maior quantidade dele pode estar sendo perdido como CO_2 , o que refletiria na redução dos teores de carbono do solo (Insam et al., 1991).

Entretanto, deve-se salientar que o tipo de manejo do solo pode selecionar uma comunidade microbiana mais eficiente, que perderia menos C-CO₂ através da respiração, sendo assim, de vital importância para a manutenção dos teores de carbono do solo (Insam, 1990).

Semelhante ao obtido no presente estudo, Reicosky & Lindstrom (1993), Alvarez et al. (1995), Lee et al. (1996), Meyer et al. (1996), Dao (1998) e Lupwayi et al. (1999) encontraram valores de qCO₂ maiores em solo sob sistema de plantio direto. No entanto, fato contrário foi verificado por Anderson & Domsch (1990), Constantini et al. (1996) e Ahl et al. (1998). O efeito positivo do plantio direto sobre o qCO₂ pode, muito provavelmente, ser resultante da compactação do solo, da redução do volume dos poros e dificuldade dos microorganismos em alcançar a matéria orgânica do solo (Giller, 1996). O plantio convencional poderia aumentar a aeração e facilitar o contato entre os microorganismos decompositores e os resíduos vegetais, além de acelerar a mineralização do carbono (Reicosky et al., 1995).

O sistema de plantio convencional foi instalado na região experimental há pouco mais de 50 anos, o que pode ter selecionado uma comunidade microbiana do solo melhor adaptada, ainda que menos diversa, quando comparada àquela presente nos solos sob plantio direto (iniciado a aproximadamente 11 anos nas áreas experimentais). Insam et al. (1991) observaram que em sistemas agrícolas os valores de qCO₂ aumentaram em relação ao equilíbrio dinâmico. Assim, conforme era esperado e segundo a teoria de Odum (Odum, 1969), todos os solos estudados seriam ecossistemas em sucessão.

O cultivo do solo representa uma perturbação muito grande, afetando qualitativa e quantitativamente os microorganismos do solo, sendo que a maioria dos trabalhos

encontrados na literatura relatam uma diminuição na biomassa microbiana quando se compara solos cultivados e não cultivados (Hendrix et al., 1986; Wardle, 1995; Wardle & Ghani, 1995). No entanto, no presente estudo, o qCO_2 foi um parâmetro relativamente insensível aos efeitos das perturbações causadas pelo sistema de plantio (Quadro 9), fato semelhante ao observado por Carter & Rennie (1982), Insam et al. (1991) e Wardle & Ghani (1995). Estes resultados demonstram que o valor do qCO_2 pode ter pouca importância como um índice bioindicador da qualidade de ecossistemas.

Independentemente do tipo de manejo (Quadro 9), o quociente metabólico foi maior em solos textura média ($0,02891 \mu\text{g de C-CO}_2 \text{ liberado hora}^{-1} \mu\text{g de C da biomassa microbiana}^{-1}$) em relação aos de textura argilosa ($0,002660 \mu\text{g de C-CO}_2 \text{ liberado hora}^{-1} \mu\text{g de C da biomassa microbiana}^{-1}$). Foram encontradas diferenças significativas em três dos doze períodos de coleta, a saber: Dezembro, Agosto e Setembro, sendo em todas elas favoráveis aos solos arenosos. O fato do qCO_2 ter sido maior em solos textura média, independentemente do sistema de plantio, indica que nestas condições o ambiente (solo) é mais sensível aos fatores ecológicos que direta ou indiretamente podem causar perturbações e/ou estresses na biomassa microbiana do solo.

Comparando com os dados de contagens de microorganismos, em que, na grande maioria dos períodos de coleta, as maiores contagens foram verificadas em solos textura argilosa, os microorganismos heterotróficos poderiam, muito provavelmente, estarem retendo, ou seja, imobilizando mais carbono e, assim, diminuindo as perdas de carbono na forma de $C-CO_2$.

Porém, quando se analisou o qCO_2 para cada um dos períodos de coleta, foram encontradas diferenças significativas entre eles (Quadro 9). Em Março/2001,

quando foi significativamente maior nos solos sob sistema de plantio direto e, no mês de Maio/2001, no sistema de plantio convencional. Nos demais períodos de coleta não foram encontradas diferenças significativas para o quociente metabólico, em função das alterações causadas pelo sistema de manejo (Quadro 9).

A comparação entre os períodos de coleta deve ser feita com muita cautela devido à dificuldade em distinguir os efeitos diretos, por exemplo, da adição de fertilizantes sobre a comunidade microbiana, dos efeitos indiretos, em que os microorganismos respondem às alterações induzidas pelos fertilizantes sobre o crescimento das plantas. A adição de fertilizantes, por exemplo, é capaz de reduzir ou aumentar o qCO_2 dependendo da condição em que o ambiente se encontrar. Caso haja limitação de nutrientes, a adição de fertilizantes pode diminuir a eficiência microbiana e aumentar o qCO_2 , enquanto que em ambientes estressados pela limitação de nutrientes, a aplicação de fertilizantes diminui o “stress”, aumenta a eficiência microbiana e diminui o qCO_2 (Wardle & Ghani, 1995).

Os resultados obtidos para o qCO_2 indicam que, muito provavelmente, estes correlacionam-se negativamente com aqueles de carbono da biomassa microbiana, confirmando relatos da literatura, ou seja, uma redução na biomassa microbiana pode ser característica de estresses e/ou perturbações que induzem incrementos nos valores de qCO_2 .

Wardle & Ghani (1995) relatam que o qCO_2 tem limitações porque confunde os efeitos de estresse (causado por exemplo, por valores muito baixos de pH, baixa disponibilidade de nutrientes, adição de substratos) com os efeitos de distúrbios (devido a variações ambientais, reumedecimento de solos secos, aplicação de pesticidas e outras alterações rápidas nas condições ambientais). Valores maiores de qCO_2 em solos com baixo pH, como aqueles relatados por Wardle (1993), indicam “stress”, o que demonstra que o qCO_2

pode ser sensível a fatores que não estão relacionados aos distúrbios ou perturbações. A correlação negativa entre o teor de argila e o $q\text{CO}_2$ também é independente de perturbações e, muito provavelmente, reflete a estabilização dos agregados do solo e a maior quantidade de microssítios disponíveis aos microorganismos nos quais estariam protegidos dos predadores, naqueles solos com maior teor de argila (Insam et al., 1991).

5.3. Contagem de microorganismos

O número de propágulos viáveis, por grama de solo, situou-se ao redor de 10^5 a 10^6 para as bactérias; 10^3 a 10^4 para fungos; 10^5 a 10^6 para amonificantes; 10^4 a 10^5 para microorganismos oxidantes do amônio; 10^4 a 10^7 para microorganismos oxidantes do nitrito. Em geral, observou-se predominância do número de bactérias em relação ao número de fungos, resultado esperado devido à grande diversidade de espécies e metabolismos encontrados na comunidade bacteriana do solo (Alexander, 1967; Siqueira et al., 1994).

Com relação a essas contagens de grupos microbianos deve-se considerar que elas refletem a condição das populações em um dado momento, servindo para comparar os tratamentos apenas no momento da coleta das amostras. Além disso, a contagem representa apenas o número de microorganismos capazes de crescer no meio de cultura utilizado. Não existe um meio de cultura que atenda as exigências nutricionais de todos os microorganismos (Drozdowicz, 1991).

5.3.1. Número Mais Provável de Bactérias

A Figura 8 mostra graficamente os dados de contagem de bactérias, transformados em $\log x$, obtidas nas amostras de solo textura média e argilosa, em função do período de coleta e do manejo do solo. O Quadro 10 mostra os dados numéricos médios (não transformados) dos valores da quantificação de bactérias em função do período de coleta e do tipo de manejo do solo. O Quadro 11 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os dados do Número mais Provável de bactérias, transformados em $\log x$.

No geral, a dinâmica da comunidade bacteriana foi influenciada, de modo variável, pelo teor de argila e sistema de manejo do solo nos diferentes agroecossistemas, resultando em alterações no equilíbrio dinâmico das populações (Figura 8).

Independentemente do tipo de preparo e do teor de argila, as maiores contagens do NMP de bactérias foram, obtidas nas amostras de solo coletadas no mês de Outubro ($29,10 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo seco). Tal informação pode ser verificada nos dados apresentados no Quadro 6. Este aumento foi, muito provavelmente, devido ao teor, um pouco mais elevado, de umidade no ar e no solo, pois procurou-se realizar as coletas das amostras de terra logo após um período de chuvas. Quando o solo seco é reumedecido por um evento de irrigação ou chuva, há liberação de compostos orgânicos solúveis para a solução do solo (Frey et al., 1999). Esse efeito positivo do teor de água na comunidade bacteriana foi observado por Campbell & Biederbeck (1976), Doran (1980 a,b) e Schnürer et al. (1986).

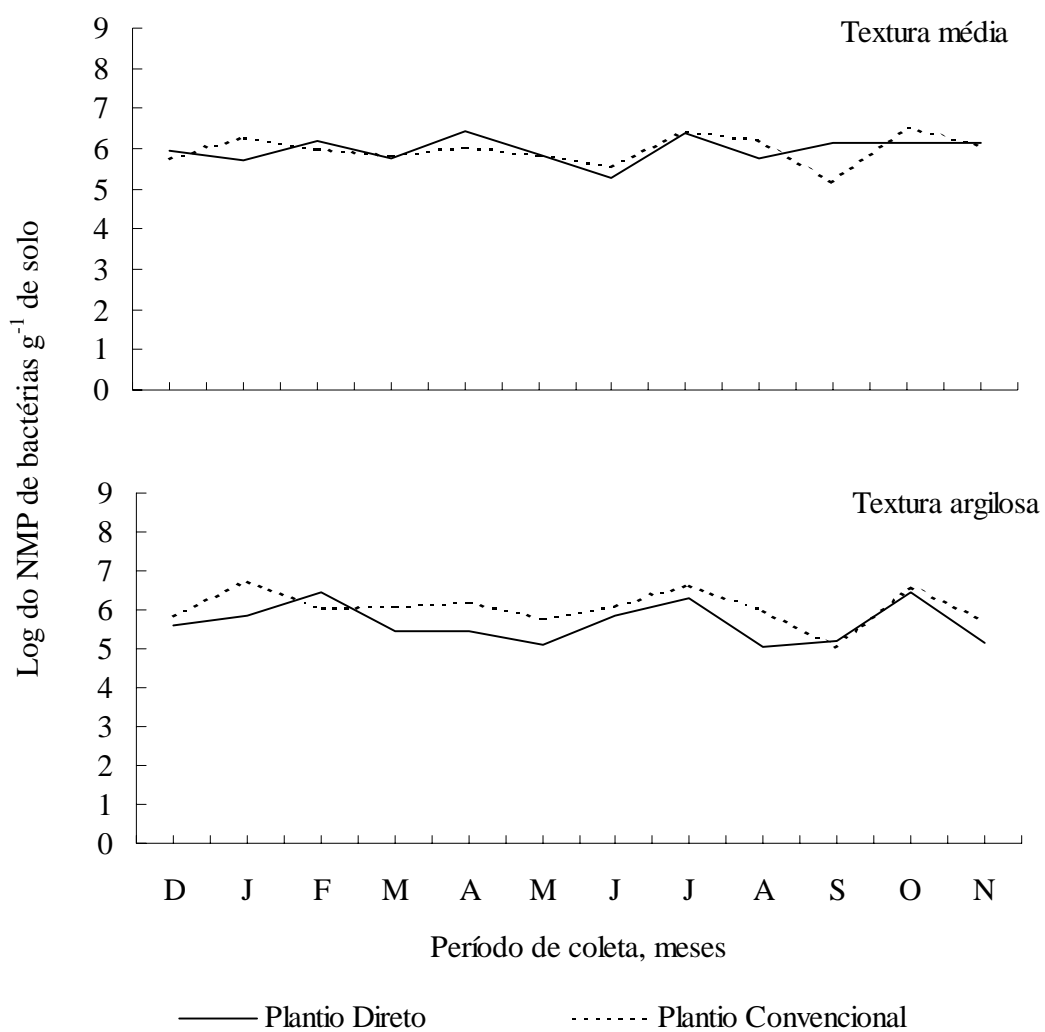


Figura 8. Log do número de propágulos viáveis de bactérias g⁻¹ de solo, ao longo do período de coleta (método de gotas).

Quadro 10. Número Mais Provável de bactérias (médias de 6 repetições).

Tratamentos	Períodos de coleta, meses											
	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N
	Número de bactérias g ⁻¹ de solo 10 ⁵											
PD arenoso	10,34	5,21	14,90	5,97	26,95	7,47	1,96	23,55	5,70	13,85	13,42	13,63
PC arenoso	11,90	18,80	10,44	8,67	11,67	7,48	3,53	25,92	16,60	1,56	35,12	12,25
PD argiloso	8,03	6,95	25,23	2,98	2,70	4,28	7,79	19,09	1,16	1,51	28,87	1,43
PC argiloso	10,85	53,39	10,93	12,45	15,38	6,57	13,05	45,82	10,17	1,16	38,99	5,40
CV %	5,43	12,03	6,64	5,43	12,03	6,50	6,36	10,29	6,62	7,54	9,72	8,60
DMS	0,1657	0,3503	0,2071	0,1657	0,3503	0,3083	0,304	0,5392	0,3181	0,3375	0,5093	0,41

Quadro 11. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de bactérias (dados transformados em log x).

Log do Número Mais Provável de bactérias (propágulos viáveis g ⁻¹ de solo)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		5,9826	
	Textura Argilosa		5,8650	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		5,8178	
	Plantio Convencional		6,0298	
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	5,9342	5,7543	5,5962	5,8496
Janeiro	5,7166	6,2740	5,8429	6,7275
Fevereiro	6,1732	6,0187	6,4507	6,0388
Março	5,7757	5,8558	5,4745	6,0792
Abril	6,4306	6,0669	5,4322	6,1871
Maio	5,8731	5,8740	5,1072	5,8048
Junho	5,2934	5,5482	5,8536	6,1156
Julho	6,3720	6,4136	6,2807	6,6610
Agosto	5,7557	6,2201	5,0657	6,0072
Setembro	6,1414	5,1945	5,1799	5,0663
Outubro	6,1278	6,5455	6,4604	6,5909
Novembro	6,1348	6,0881	5,1558	5,7324
Teste F				
	TA		5,273*	
	SP		26,960**	
	PC		8,604**	
	TA x SP		11,645**	
	TA x PC		1,902*	
	SP x PC		3,353**	
	TA x SP x PC		1,309	
	CV (%)		9,08	

*: significativo ($p > 0,05$); **: significativo ($p > 0,01$)

Ao longo do período de coleta, as menores médias no número de bactérias foram verificadas no mês de Setembro/2001, independentemente do tipo de manejo e do teor de argila. Interessante notar que as coletas no período em questão foram realizadas imediatamente antes da calagem, nas áreas experimentais, exceto na área sob sistema de plantio direto em solo arenoso onde esta prática havia sido feita alguns dias antes da coleta das amostras. Tal prática agrícola favorece a atividade da comunidade bacteriana e, conseqüentemente, a sua densidade populacional. O efeito foi imediato tanto que para o solo arenoso sob sistema de plantio direto, a contagem foi elevada no mês de Setembro/2001. Para os demais tratamentos, cuja correção de pH foi posterior à coleta de Setembro, o efeito é verificado na amostragem do mês subsequente, ou seja, em Outubro/2001.

Por outro lado, em solos com pH mais baixo, o metabolismo bacteriano é diminuído, havendo uma redução no crescimento de bactérias, favorecendo o desenvolvimento de outros grupos microbianos, principalmente fungos. Tal fato poderia explicar, em parte, a queda no número de bactérias no mês de Setembro/2001, nas áreas sob sistema de plantio convencional textura média e plantio direto e convencional textura argilosa. Além disso, neste período, as condições macroclimáticas (temperaturas médias aumentando e umidade relativa do ar menor em relação aos demais períodos de coleta) e as poucas chuvas que ocorreram na região poderiam levar a uma redução na comunidade bacteriana presente nos solos (Siqueira et al., 1994).

Verifica-se também que o estímulo sobre as populações bacterianas não desapareceu completamente no solo sob sistema de plantio direto (Figura 8), independentemente do teor de argila, após o término do cultivo da soja (mês de Fevereiro/2001). O equilíbrio resultante pode ser conseqüência da presença dos resíduos

vegetais deixados na área experimental ao final do cultivo. Tem-se observado que a deposição dos resíduos vegetais orgânicos em solos cultivados com culturas anuais estimula a comunidade microbiana, ocorrendo de forma intensa logo após a colheita, sendo que o estímulo depende da quantidade e qualidade dos resíduos adicionados (Campbell & Biederbeck, 1982; Whipps, 1990).

Em relação aos sistemas de plantios, independente do teor de argila e do período de coleta, obteve-se valores maiores nos solos sob sistema de plantio convencional em relação ao plantio direto. Tal fato pode ser, em parte, explicado pela pequena quantidade de cobertura morta presente nas áreas experimentais (devido, principalmente, à acelerada decomposição dos resíduos vegetais sob tais condições climáticas), revolvimento do solo (aração) que proporciona melhorias temporárias nas trocas gasosas e disponibiliza resíduos vegetais (nutrientes) aos microorganismos (Silva Filho & Vidor, 1984; Craswell & Waring, 1972).

Comparando-se os solos quanto ao teor de argila, independentemente do sistema de manejo, as maiores contagens no número de bactérias foram observadas nos solos textura argilosa ($13,92 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo seco) em relação aos de textura média ($12,78 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo seco) (Quadro 10). Analisando as médias mês a mês, diferenças significativas foram obtidas em vários períodos de coleta, a saber: Maio, Junho, Agosto, Setembro e Novembro de 2001. No entanto, somente em Junho/2001, o número de bactérias foi maior, significativamente, nos solos textura argilosa em relação aos de textura média. Observações microscópicas têm evidenciado que os microorganismos não estão distribuídos no solo de maneira contínua e nem ocorrem livres na solução do solo, mas interagindo com partículas coloidais inorgânicas (argilas) e orgânicas (substâncias húmicas).

Drozdowicz (1991) relata que as populações microbianas concentram-se junto a fragmentos e resíduos vegetais, nos peletes fecais da mesofauna, na parede celular das raízes e nos agregados argilo-húmicos. Nos demais períodos de coleta, as diferenças significativas foram favoráveis aos solos textura média.

5.3.2. Número Mais Provável de Fungos

A Figura 9 apresenta, graficamente, os resultados das contagens de fungos nas amostras de solo textura média e argilosa, em função do período de coleta e do manejo do solo. O Quadro 12 apresenta os dados originais (não transformados) do NMP de fungos, em função do período da coleta e do tipo de manejo do solo. O Quadro 13 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os dados de Número Mais Provável de fungos, transformados em $\log x$.

A abundância de fungos, em solos sob diferentes sistemas de manejo, particularmente sob plantio convencional e plantio direto é, geralmente, avaliada utilizando-se métodos de contagem em placas (Frey et al., 1999). A maioria dos dados da literatura relata que a proporção de fungos é maior no plantio direto em relação ao plantio convencional, para solos de regiões de clima temperado. No entanto, ainda não se sabe ao certo, se este padrão é geral para todos os solos sob os sistemas de manejo em questão.

Os resultados verificados para o número de fungos variaram de 0,25 10^3 a 99,74 10^3 propágulos viáveis g^{-1} de solo, ao longo do período de coleta. Semelhante ao observado para as bactérias, o menor valor foi obtido no solo textura argilosa sob sistema de plantio direto e o maior, também no solo textura argilosa, porém, sob sistema de plantio

convencional. Este fato vai de encontro aos valores obtidos para C-CO₂ liberado, onde verificou-se fato contrário.

As médias de todos os períodos de coleta da contagem do número de fungos foram maiores nos solos sob sistema de plantio convencional (19,9 e 23 10³ propágulos viáveis g⁻¹, nos solos textura média e argilosa, respectivamente) em relação ao plantio direto (15,56 e 14,40 10³ propágulos viáveis g⁻¹, nos solos textura média e argilosa, respectivamente). Quando resíduos secos de culturas maduras ou mesmo senescentes são incorporados ao solo, no sistema de plantio convencional, prevalecerá uma comunidade microbiana melhor adaptada para utilizar estes compostos mais resistentes. Estas populações são compostas, principalmente, de fungos, embora bactérias e actinomicetos também sejam estimulados, porém em menor extensão (Alexander, 1967).

Comparando-se as médias das contagens do Número Mais Provável de fungos independentemente do teor de argila dos solos, observa-se que em solo sob sistema de plantio direto (14.979 propágulos viáveis g⁻¹ de solo) foi cerca de 30% menor em relação ao plantio convencional (21.443 propágulos viáveis g⁻¹ de solo). No entanto, tais valores estão cerca de 92 e 85% abaixo daqueles encontrados por Silva Filho & Vidor (1984), para solo sob plantio direto e convencional, respectivamente. Cattelan & Vidor (1990), em solo sob diferentes sistemas de culturas, obtiveram número de fungos até 20% maiores que aqueles revelados no presente estudo.

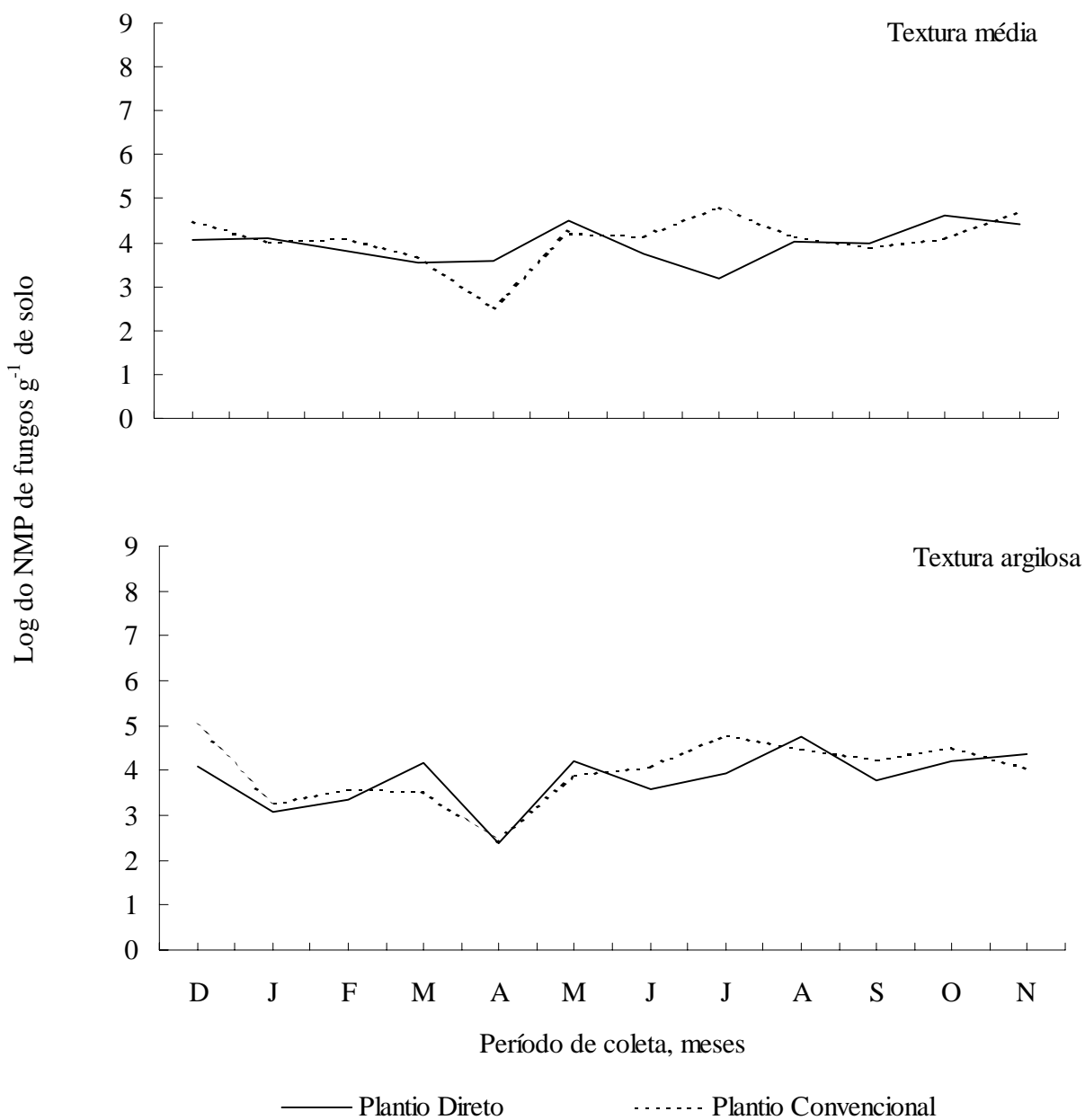


Figura 9. Log do número de propágulos viáveis de fungos g⁻¹ de solo, ao longo do período de coleta (método de gotas).

Quadro 12. Número Mais Provável de fungos (médias de 6 repetições).

Tratamentos	Períodos de coleta, meses											
	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N
	Número de fungos g ⁻¹ de solo 10 ³											
PD arenoso	11,72	13,12	6,66	3,47	3,90	31,63	5,40	1,58	1,015	29,11	4,315	26,77
PC arenoso	31,35	10,20	12,9	4,93	0,32	15,99	13,45	64,83	14,38	8,08	12,90	49,33
PD argiloso	12,41	1,19	2,29	15,27	0,25	16,03	3,68	8,26	57,03	17,42	15,77	23,30
PC argiloso	99,74	1,89	3,96	3,40	0,26	7,87	12,76	64,06	30,88	6,13	33,65	11,32
CV %	11,61	11,99	14,19	13,96	7,65	13,15	17,12	19,07	11,38	14,44	10,87	10,22
DMS	0,2518	0,2127	0,2552	0,4195	0,1751	0,4527	0,5143	0,6146	0,4017	0,4744	0,3859	0,3659

Quadro 13. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de fungos (dados transformados em log x).

Log do Número Mais Provável de fungos (propágulos viáveis g ⁻¹ de solo)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		4,0191	
	Textura Argilosa		3,9098	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		3,8965	
	Plantio Convencional		4,0324	
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	4,0689	4,4963	4,0937	4,9989
Janeiro	4,1181	4,0086	3,0741	3,2769
Fevereiro	3,8233	4,1106	3,3480	3,5980
Março	3,5405	3,6930	4,1837	3,5321
Abril	3,5909	2,5097	2,3921	2,4205
Maio	4,5001	4,2041	4,2050	3,8958
Junho	3,7328	4,1287	3,5658	4,1060
Julho	3,2000	4,8118	3,9169	4,8066
Agosto	4,0065	4,1579	4,7561	4,4897
Setembro	3,9829	3,9076	3,7876	4,2410
Outubro	4,6350	4,1106	4,1977	4,5270
Novembro	4,4276	4,6931	4,3674	4,0537
Teste F				
	TA		4,400*	
	SP		7,991*	
	PC		25,217**	
	TA x SP		0,170	
	TA x PC		5,150**	
	SP x PC		6,829**	
	TA x SP x PC		2,858*	
	CV (%)		13,01	

*: significativo (p > 0,05); **: significativo (p > 0,01)

Assim como para as bactérias, o sistema de plantio convencional favoreceu o desenvolvimento das populações fúngicas dos solos, muito embora, isto não signifique que esta comunidade microbiana estivesse mais ativa nos solos sob sistema de plantio convencional em relação ao plantio direto. Resultado semelhante ao observado por Castro et al. (1989; 1993) em experimentos comparando o sistema de plantio direto com o convencional não encontraram diferenças significativas para todos os grupos de microorganismos estudados (fungos, bactérias, amonificadores, nitratores e nitritadores), exceto para as populações de celulolíticos. Tal fato pode ser explicado, em parte, pela cobertura morta nas áreas cultivadas com plantio direto ter sido pequena (devido, principalmente, às condições climáticas) e seus benefícios, muito provavelmente, foram menores que os estímulos temporários desencadeados pela aração do solo, tais como melhoria temporária nas trocas gasosas (melhora a aeração) e à decomposição da matéria orgânica (expõem maior superfície de contato dos resíduos vegetais aos microorganismos) (Silva Filho & Vidor, 1984).

A aração do solo deve ser enfatizada, uma vez que o revolvimento da camada amostrada promove melhorias temporárias da aeração e maiores exposições dos resíduos vegetais incorporados ao solo ao ataque microbiano (Craswell & Waring, 1972). Entretanto, a intensidade do estímulo é específica, de modo que, cada população reage aos estímulos de maneira diferenciada.

Ademais, a prática de plantio convencional pode ter resultado em aumento nas contagens das populações de fungos por ser um manejo mais estressante (promove a desagregação das partículas do solo) a este grupo em relação às bactérias, que apresentam crescimento miceliano, o que estimularia a biomassa e a produção de esporos

(Kalakoutskii & Pouzharitskaja, 1973), permanecendo inativos no solo até o momento em que as condições ambientais tornassem adequadas à sua germinação e crescimento (Mayfield et al., 1972; Ensign, 1978). Quando inoculados em meio de cultura e incubados sob condições favoráveis, estes esporos germinariam, refletindo graus variáveis das condições adversas dos diferentes sistemas de manejo no desenvolvimento fúngico. Assim, a atividade destes microorganismos estimada através de contagens totais do número de propágulos viáveis em meios de cultura seletivos e da técnica do Número Mais Provável é difícil de ser avaliada, uma vez que não fornece informações específicas sobre a ocorrência das formas vegetativas micelianas e de esporos nas populações destes microorganismos no solo.

Analisando-se as médias obtidas, independentemente do teor de argila e do manejo do solo, ao longo do período de coleta, a maior foi obtida em Dezembro/2000 e a menor, no mês de Abril/2001. Em Dezembro/2000, o elevado número de fungos ($0,3880 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) pode ser função do efeito rizosférico da cultura da soja que estava instalada em todas as áreas experimentais. Sabe-se que as leguminosas podem liberar uma grande quantidade de compostos orgânicos que favorecem o desenvolvimento microbiano na região da rizosfera. Uma vez que todos os fungos são quimioorganotróficos, em tal condição, haveria grande disponibilidade de matéria orgânica para obtenção de carbono para realizarem suas sínteses celulares (Alexander, 1967).

A menor contagem de fungos, em Abril/2001 (Quadro 12), pode ter sido devido, em parte, à competição exercida pelas bactérias. Além disso, o baixo teor de umidade dos solos, devido à pouca quantidade de chuvas que ocorreram na região pode ter afetado o desenvolvimento dos fungos, que são mais sensíveis à redução da umidade (capacidade de retenção de água do solo) em relação às bactérias (Alexander, 1967). As

bactérias do solo desenvolveram estratégias para sobreviver em condições sob “stress” hídrico. Muitos microorganismos são capazes de ajustar seu potencial água interno à tensão de água do solo através do acúmulo de determinados solutos (van Gestel et al., 1993). Em condições extremas, para evitar a dessecação, algumas células bacterianas podem formar estruturas de resistência, tais como cistos ou esporos. Além disso, a espessura, rigidez e permeabilidade da parede celular podem influenciar na capacidade das bactérias sobreviverem em condições de severo “stress” hídrico (Paul & Clark, 1989).

Interessante notar que somente no mês de Abril/2001, quando verificou-se a menor média nas contagens do número de fungos, o sistema de plantio direto foi significativamente favorável ao desenvolvimento deste grupo microbiano, em relação ao sistema de plantio convencional. Ainda que esta diferença na quantidade de fungos, favorável ao sistema de plantio direto, tenha sido significativa apenas em Abril/2001, poderia estar refletindo, muito provavelmente, as melhores condições de microhabitats encontradas neste tipo de manejo, em uma época do ano em que as condições climáticas podem estar influenciando negativamente o crescimento da microbiota no solo. Neste mês, o favorecimento das populações fúngicas no solo sob sistema de plantio direto em relação ao plantio convencional pode ser devido ao menor ou nenhum revolvimento do solo, facilitando a manutenção e desenvolvimento de uma extensa rede de hifas (Wardle, 1995); à possibilidade de crescerem na superfície dos resíduos vegetais deixados na superfície do solo sob plantio direto (Beare et al., 1992), além dos nutrientes presentes nestes resíduos estarem mais acessíveis a este grupo microbiano (Beare et al., 1992). Os resíduos vegetais poderiam também formar uma camada na porção superior do solo onde os microorganismos em questão

poderiam encontrar microhabitats com melhores condições de umidade e menores amplitudes térmicas ao seu desenvolvimento.

Em todos os demais períodos de coleta onde se verificaram diferenças significativas, ou seja, nos meses de Dezembro de 2000 e Janeiro, Maio, Junho e Julho de 2001, elas foram favoráveis ao sistema de plantio convencional (Quadro 12); semelhante ao observado para as contagens de bactérias dos solos. Este fato pode ser devido, provavelmente, e dentre outros fatores, à uma maior compactação no solo sob sistema de plantio direto por não se fazer qualquer nível de revolvimento do solo, o que leva à uma diminuição na aeração e um menor fluxo de água e nutrientes ao longo da camada de solo amostrada (0-5 cm).

Comparando-se os valores médios do número de fungos dos solos em função do teor de argila (Quadro 12), independentemente do tipo de manejo, verificam-se diferenças significativas nos meses de Janeiro, Fevereiro e Abril de 2001, favoráveis aos solos textura média e, apenas em Dezembro de 2000, os valores foram favoráveis ao solo textura argilosa. Semelhante ao observado para bactérias quando se considerou todo o período de coleta, as contagens de fungos foram maiores para solos textura argilosa ($0,2144 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação aos de textura média ($0,1498 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo). Bonde et al. (1991) e Feigl et al. (1995), estudando solos da Amazônia brasileira, relataram que o alto conteúdo de argila dos solos poderia proteger fisicamente os microorganismos em microssítios.

Ao longo do experimento, independentemente do tipo de manejo e do teor de argila, o número de fungos foi quase 8 vezes menor que o número de bactérias (Quadros 11 e 12). Fato contrário foi relatado por Jordan & Kremer (1994) que encontraram uma biomassa fúngica até 12 vezes maior em relação à bacteriana. Alguns trabalhos de

pesquisa têm sugerido que os fungos são relativamente mais abundantes que as bactérias em solo sob sistema de plantio direto comparado ao plantio convencional. Isso foi atribuído à capacidade intrínseca que o primeiro grupo teria de se desenvolver sobre a superfície dos resíduos vegetais deixados na superfície do solo sob sistema de plantio direto, demonstrando uma vantagem adaptativa dos fungos em relação às bactérias nesse tipo de ambiente (Schnürer et al., 1986; Wagner & Broder, 1993; Frey et al., 1999). No entanto, praticamente a totalidade destes estudos foi realizada em condições climáticas diferentes daquelas do presente estudo, o que dificulta uma comparação.

A relação bactéria: fungo foi 76:1 e 68:1 para solos textura média sob sistema de plantio direto e convencional, respectivamente e, de 64:1 e 81:1 para solos textura argilosa sob plantio direto e convencional, respectivamente. A maior relação bactéria: fungo foi observada no solo textura argilosa sob sistema de plantio direto.

É importante ressaltar que práticas de manejo que aumentam a abundância fúngica nos solos podem aumentar o estoque de carbono porque, em geral, este grupo de microorganismos tem uma maior eficiência na assimilação de carbono e menor velocidade de crescimento em relação às bactérias. Apesar disso, fatores tais como o clima, podem limitar a quantidade de fungos nos solos e, assim, minimizar as diferenças entre a biomassa fúngica que seriam esperadas em sistemas de manejo com maiores aportes de matéria orgânica. Situação similar foi observada por Lundquist et al. (1999) que quantificaram maior número de bactérias em relação ao de fungos em solo, independentemente do tipo de manejo realizado.

5.3.3. Número Mais Provável de Microorganismos Amonificantes

A Figura 10 apresenta, graficamente, os resultados das contagens de microorganismos amonificantes encontrados nas amostras de solo textura média e argilosa, em função do período de coleta e do manejo do solo. O Quadro 14 apresenta os dados originais médios (não transformados) do Número Mais Provável de microorganismos amonificantes, em função do período da coleta e do tipo de manejo do solo. O Quadro 15 apresenta uma síntese da análise estatística realizada para os dados de Número Mais Provável de microorganismos amonificantes, transformados em $\log x$.

De modo geral, estes microorganismos foram menos afetados pelo teor de argila e tipo de manejo dos solos que as bactérias e os fungos. Isto pode ser explicado pela grande diversidade de microorganismos que são capazes de mineralizar a matéria orgânica do solo (Smith, 1991), além de apresentarem uma grande capacidade de adaptação às condições ambientais adversas (Rother et al., 1982). Ademais, a profundidade da coleta das amostras de solo (0-10 cm) pode ter exercido um efeito diluidor, mascarando possíveis diferenças entre os sistemas de plantio direto e convencional.

Os resultados médios obtidos na contagem de microorganismos amonificantes variaram de 0,64 a $613,3 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo, sendo o menor valor encontrado no solo sob sistema de plantio convencional textura argilosa e o maior, no solo sob sistema de plantio direto textura média.

Em relação aos sistemas de manejo, independente do teor de argila, obteve-se uma maior contagem no sistema de plantio direto ($613,3 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação ao sistema de plantio convencional ($0,64 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo), ao longo de todo o período de coleta. No entanto, quando se considera as contagens do

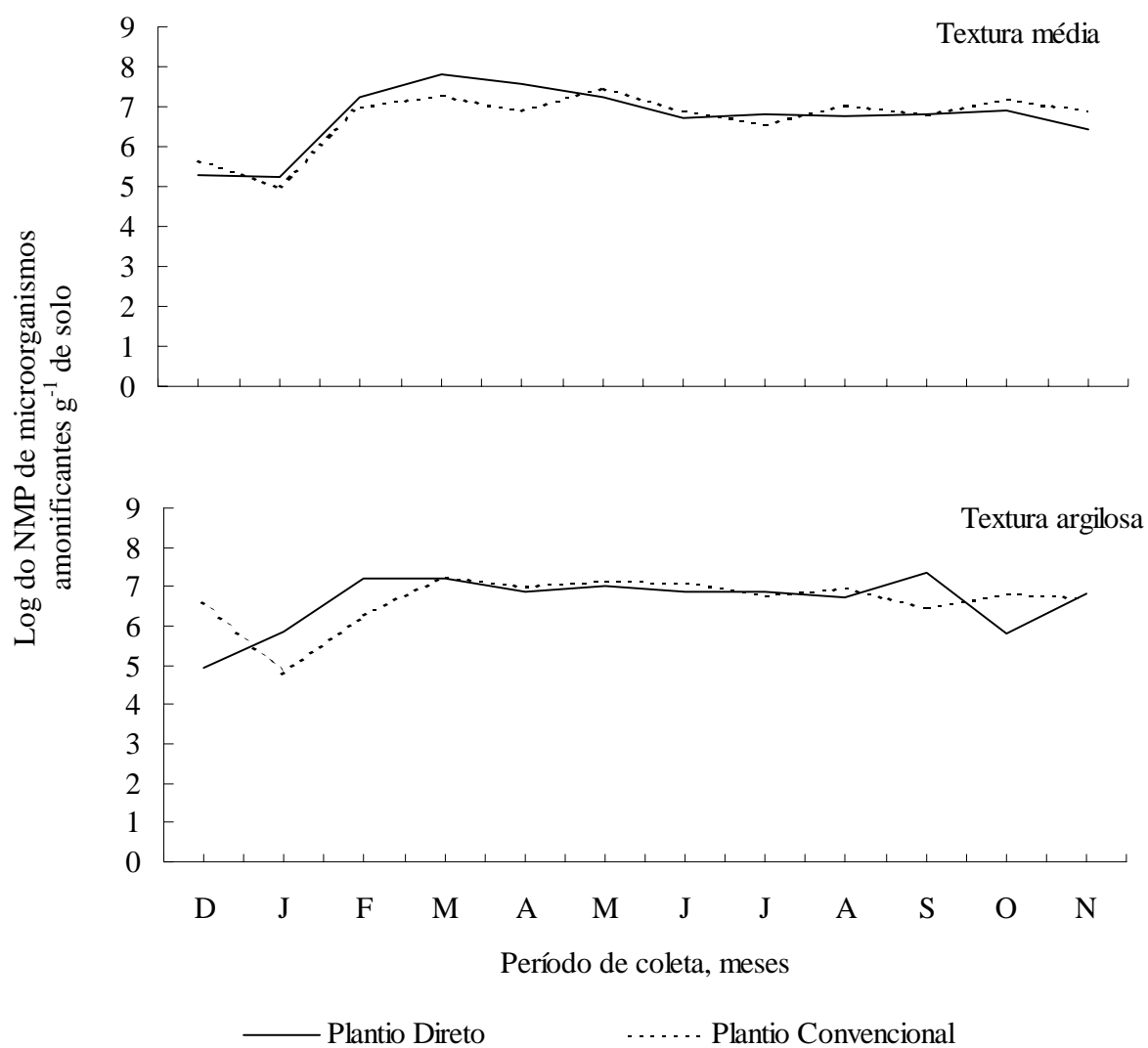


Figura 10. Log do número de propágulos viáveis de microorganismos amonificantes g⁻¹ de solo, ao longo do período de coleta.

Quadro 14. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (dados transformados em log x).

Log do Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (propágulos viáveis g ⁻¹ de solo)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		6,7308	
	Textura Argilosa		6,6508	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		6,6802	
	Plantio Convencional		6,7013	
Períodos de Coleta (PC)				
	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	5,2711	5,6890	4,9479	6,6301
Janeiro	5,2355	4,9823	5,8710	4,8062
Fevereiro	7,2348	6,9926	7,2041	6,2878
Março	7,7877	7,2896	7,2304	7,2467
Abril	7,5796	6,9004	6,8751	7,0170
Mai	7,2430	7,4696	6,9956	7,1574
Junho	6,7351	6,8949	6,8884	7,1309
Julho	6,8096	6,5892	6,8500	6,7936
Agosto	6,7417	7,0348	6,7033	6,9677
Setembro	6,8084	6,8217	7,3506	6,4649
Outubro	6,9217	7,1866	5,7947	6,8261
Novembro	6,4169	6,9040	6,8304	6,7495
Teste F				
	TA		0,992	
	SP		0,294	
	PC		51,172**	
	TA x SP		0,0417	
	TA x PC		2,977*	
	SP x PC		5,361**	
	TA x SP x PC		4,496**	
	CV (%)		5,41	

*: significativo (p > 0,05); **: significativo (p > 0,01)

Quadro 15. Número Mais Provável de microorganismos amonificantes (médias de 6 repetições).

Tratamentos	Períodos de coleta, meses											
	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N
	Número de microorganismos amonificantes g ⁻¹ de solo 10 ⁵											
PD arenoso	1,87	1,72	181,67	613,33	379,83	175,00	54,33	64,50	55,17	64,33	83,50	26,11
PC arenoso	4,89	0,96	98,33	389,83	79,50	144,83	78,50	38,83	108,33	66,33	153,67	80,17
PD argiloso	0,89	7,43	155,00	165,00	74,50	99,00	77,33	70,80	50,50	224,17	62,66	67,67
PC argiloso	42,67	0,64	19,43	176,50	104,00	143,67	135,17	62,17	92,83	29,17	67,00	56,17
CV %	11,18	9,46	4,93	3,61	4,78	4,79	4,77	6,21	4,13	5,64	4,33	5,72
DMS	0,7995	0,6375	0,2871	0,2271	0,2846	0,2873	0,2772	0,3473	0,2386	0,3227	0,2525	0,3234

número de microorganismos amonificantes realizadas em cada período, observou-se diferenças significativas nos meses de Fevereiro, Agosto e Setembro, sendo em Fevereiro e Março favoráveis ao plantio direto e, somente, em Agosto, favorável ao sistema de plantio convencional. Castro et al. (1993) avaliando o efeito de diferentes tipos de manejo de solo e de culturas sobre o número de microorganismos amonificantes não verificaram diferenças acentuadas entre o plantio direto ($150 \cdot 10^5$ microorganismos g^{-1} de solo) e o plantio convencional ($90 \cdot 10^5$ microorganismos g^{-1} de solo).

Interessante observar que as contagens dos microorganismos amonificantes foram, em média, 27% maiores nos solos sob plantio direto em relação ao plantio convencional, sendo este, o único grupo de microorganismos aqui avaliado que apresentou este padrão de contagem.

Comparando-se os valores médios obtidos ao longo do período de coleta, independentemente do teor de argila e do tipo de manejo, a maior contagem dos microorganismos amonificantes ocorreu em Março/2001 ($336,2 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) e a menor, no mês de Janeiro/2001 ($2,7 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo).

É interessante observar o aumento verificado nas contagens dos microorganismos amonificantes entre os meses de Fevereiro e Março de 2001, nos sistemas de plantio convencional (tanto no solo textura média, quanto no textura argilosa), o qual contribuiu sobremaneira para que neste último período fosse obtida a maior contagem de todo o período de coleta. Esta explosão no número destes microorganismos, muito provavelmente, foi causada pela aração do solo para o plantio da cultura de inverno. A incorporação dos resíduos da cultura anterior provocou um estímulo, ainda que temporário, nas populações de microorganismos amonificantes nos solos (Alexander, 1967). Destaca-se ainda o fato de que

foi incorporado resíduos de uma leguminosa (soja), isto é, resíduo com uma relação C:N baixa (fácil decomposição), o que também estaria contribuindo para a rápida proliferação deste grupo microbiano.

Ao longo de todo o período experimental, independentemente do tipo de manejo, obteve-se um maior número de microorganismos amonificantes no solo textura média ($122,7 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação ao textura argilosa ($82,7 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo). Ademais, quando se considera as contagens realizadas em cada um dos períodos de coleta, observam-se diferenças significativas nos meses de Fevereiro, Março, Abril e Maio de 2001, sendo que em todos eles as diferenças continuaram favoráveis ao solo textura média, independentemente do tipo de manejo.

5.3.4. Número Mais Provável de Microorganismos Oxidantes do Amônio

A Figura 11 apresenta, graficamente, os resultados das contagens de microorganismos oxidantes do amônio encontrados nas amostras de solo textura média e argilosa, em função do período de coleta e do manejo do solo. O Quadro 16 apresenta os dados originais médios (não transformados) do Número Mais Provável (NMP) de microorganismos oxidantes do amônio, em função do período da coleta e do tipo de manejo do solo. O Quadro 17 apresenta uma síntese da análise estatística dos dados de Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio, transformados em $\log x$.

Os resultados obtidos nas contagens do número de microorganismos oxidantes do amônio variaram de 0,023 a $44,3 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo, sendo que os dois valores foram encontrados nos solos textura média, porém, o menor no sistema de plantio direto (Janeiro/2001) e o maior, no solo sob sistema de plantio convencional

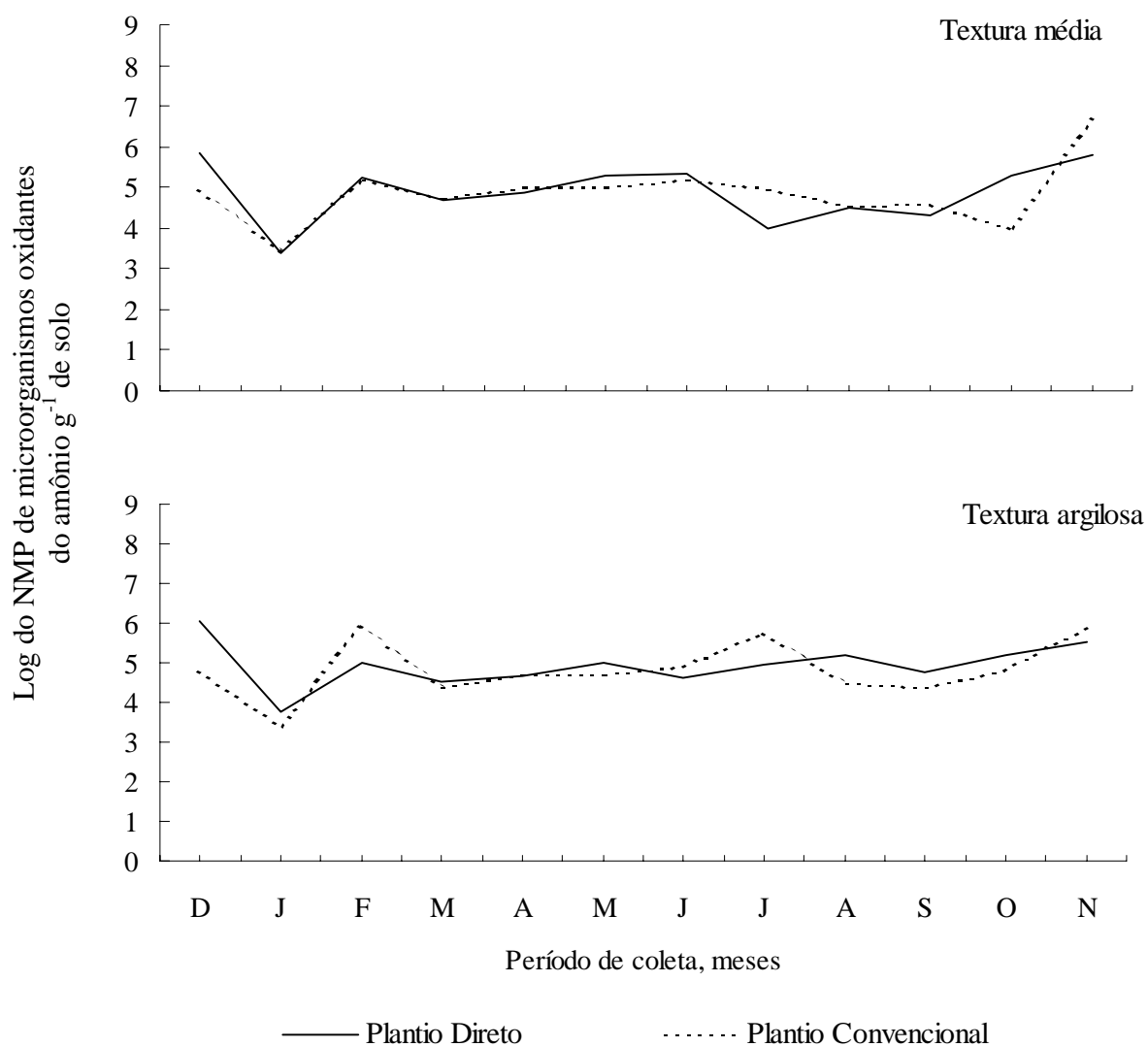


Figura 11. Log do número de propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do amônio g⁻¹ de solo, ao longo do período de coleta.

Quadro 16. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio (dados transformados em log x).

Log do Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio (propágulos viáveis g ⁻¹ de solo)				
Teor de argila (TA)				
	Textura Média		4,8697	
	Textura Argilosa		4,8948	
Sistema de Plantio (SP)				
	Plantio Direto		4,90799	
	Plantio Convencional		4,8564	
Períodos de Coleta (PC)				
	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	5,83357	4,97003	6,05684	4,80832
Janeiro	3,39211	3,44716	3,74948	3,39211
Fevereiro	5,24304	5,19405	5,02256	5,95512
Março	4,67973	4,73092	4,52934	4,38021
Abril	4,85632	5,01911	4,65160	4,72414
Maiο	5,29446	5,00072	4,99840	4,69314
Junho	5,33879	5,20682	4,63347	4,92539
Julho	3,98527	4,96926	4,94201	5,74442
Agosto	4,51344	4,54592	5,20951	4,47953
Setembro	4,29885	4,58339	4,75460	4,39152
Outubro	5,30248	4,00072	5,17561	4,82162
Novembro	5,81954	6,64640	5,51077	5,92686
Teste F				
	TA		0,239	
	SP		4,645*	
	PC		27,498**	
	TA x SP		0,0056	
	TA x PC		2,211*	
	SP x PC		4,571**	
	TA x SP x PC		1,126	
	CV (%)		10,28	

*: significativo (p > 0,05); **: significativo (p > 0,01)

Quadro 17. Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do amônio (médias de 6 repetições).

Tratamentos	Períodos de coleta, meses											
	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N
	Número de microorganismos oxidantes do amônio g ⁻¹ de solo 10 ⁵											
PD arenoso	6,817	0,023	1,750	0,478	0,718	1,970	2,182	0,967	0,326	0,199	2,007	6,60
PC arenoso	0,933	0,028	1,563	0,538	1,045	1,002	1,610	0,932	0,351	0,383	0,100	44,30
PD argiloso	11,398	0,056	1,053	0,338	0,448	0,996	0,430	0,875	1,620	0,568	1,498	3,242
PC argiloso	0,643	0,025	9,018	0,240	0,530	0,493	0,842	5,552	0,302	0,246	0,663	8,45
CV %	11,01	4,09	9,44	8,32	9,23	10,61	11,22	11,58	9,23	9,27	4,33	5,72
DMS	0,4841	0,1208	0,4132	0,3155	0,3771	0,4412	0,459	0,4846	0,3576	0,3431	0,2525	0,3234

(Novembro/2001). Estes dados refletem uma variabilidade elevada, o que foi função de vários fatores, a saber: amostragem, período de coleta, tipo de solo, condições climáticas, erros de diluição, problemas na homogeneização e conservação das amostras, etc. (Quadro 16).

Considerando-se os valores dos doze períodos de coleta, as menores médias foram obtidas no solo sob plantio direto ($3,003$ e $1,877 \cdot 10^5$ propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do amônio g^{-1} de solo) em relação ao sistema de plantio convencional ($4,399$ e $2,250 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo). Assim, mais uma vez, no presente estudo, encontraram-se maiores contagens em solos sob sistema de plantio convencional ($3,325 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação ao plantio direto ($1,940 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo). Entretanto, apenas em Dezembro/2000 houve diferença significativa, favorecendo o sistema de plantio direto.

Jha et al. (1996) também quantificaram os números médios anuais de bactérias oxidantes do amônio e verificaram que os resultados foram 48% menores em solos sob florestas (com maior teor de matéria orgânica) em relação a solos agrícolas.

Comparando-se as médias obtidas em cada período de coleta, independentemente do teor de argila e do tipo de manejo, a maior contagem de microorganismos oxidantes do amônio foi em Novembro/2001 e, a menor, no mês de Janeiro/2001.

Ao longo de todo o período experimental, houve uma tendência de maior número de microorganismos oxidantes do amônio em solos textura média ($3,201 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação aos solos textura argilosa ($2,064 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo), independentemente do tipo de manejo. No entanto, quando se analisa as médias obtidas em cada período de coleta, nos meses de Janeiro e Agosto de 2001, as

diferenças significativas foram favoráveis aos solos textura argilosa. Ao passo que nos demais períodos, quando se compara as contagens dos microorganismos oxidantes do amônio com os teores de argila, as diferenças aritméticas, ainda que existentes, não foram significativas estatisticamente.

A argila e a matéria orgânica interagem entre si formando complexos que são resistentes à decomposição microbiana, devido à inexistência de enzimas microbianas capazes de hidrolisar estes complexos. As ligações da matéria orgânica do solo aos minerais de argila a tornam inacessível à microbiota decompositora (Haynes, 1986). Neste sentido, em solos argilosos com teor reduzido de matéria orgânica, como os solos agrícolas do presente estudo, era de se esperar um menor número de células vivas de bactérias nitrificantes.

Sarathchandra (1979) encontrou $74 \cdot 10^3$ células de microorganismos oxidantes do amônio g^{-1} de solo arenoso e $58 \cdot 10^3$ células g^{-1} de solo argiloso, sendo que ambos os solos estavam sob pastagem permanente. No mesmo experimento, o autor quantificou os oxidantes do amônio presentes em um solo orgânico e os valores encontrados foram cerca de 40 vezes maiores neste solo em relação aos outros dois.

Ao longo do período de coleta, observou-se pouca flutuação nas contagens dos microorganismos oxidantes do amônio. Isso corrobora a hipótese de que em se tratando de microorganismos de crescimento lento (k-estrategistas) eles variam menos ao longo do tempo em comparação com a maioria das outras bactérias (Jha et al., 1996). Ademais, quando comparados aos microorganismos oxidantes do nitrito, os oxidantes do amônio são melhores competidores e, assim, menos afetados pelas alterações das condições ambientais (Belser, 1979).

Quando se utiliza o método do Número Mais Provável, uma das dificuldades encontradas é um erro padrão elevado, provavelmente devido a problemas com dispersão das células dos microorganismos oxidantes do amônio durante a preparação da diluição seriada (Berg & Rosswall, 1985), bem como a seletividade do meio de cultura associada às condições de incubação para certas espécies de oxidantes do amônio, resultando em uma subestimação das contagens.

5.3.5. Número Mais Provável de Microorganismos Oxidantes do Nitrito

A Figura 12 apresenta, graficamente, os resultados das contagens de microorganismos oxidantes do nitrito encontrados nas amostras de solo textura média e argilosa, em função da época de coleta e do manejo do solo. O Quadro 18 apresenta os dados originais médios (não transformados) do Número Mais Provável (NMP) de oxidantes do nitrito, em função da época da coleta e do tipo de manejo do solo. O Quadro 19 apresenta uma síntese da análise estatística dos dados do Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito, transformados em $\log x$.

Os resultados obtidos com as contagens dos microorganismos oxidantes do nitrito variaram de 0,1 a $3216,7 \cdot 10^5$ propágulos viáveis g^{-1} de solo, sendo que os dois valores foram encontrados nos solos textura argilosa, o menor no sistema de plantio direto e o maior, no solo sob sistema de plantio convencional.

Ao longo de todo o período de coleta, os valores médios para o sistema de plantio direto foram 348,2 e $211,1 \cdot 10^5$ propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do nitrito g^{-1} nos solos textura média e argilosa, respectivamente. Enquanto isso, para o sistema

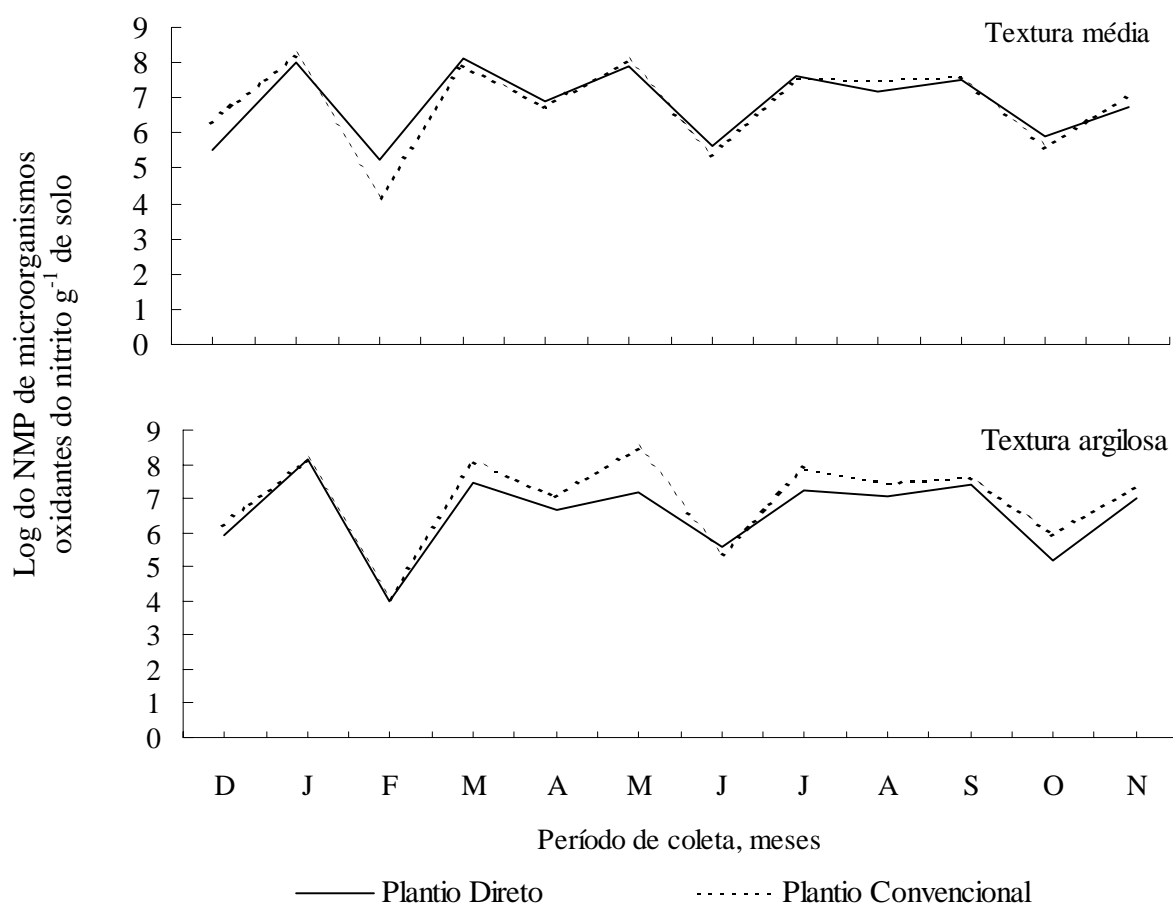


Figura 12. Log do número de propágulos viáveis de microorganismos oxidantes do nitrato g⁻¹ de solo, ao longo do período de coleta.

Quadro 18. Síntese da análise de variância e do teste de médias para o parâmetro Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito (dados transformados em log x).

Log do Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito (propágulos viáveis g ⁻¹ de solo)				
Teor de argila (TA)				
Textura Média	6,84994			
Textura Argilosa	6,76625			
Sistema de Plantio (SP)				
Plantio Direto	6,71196			
Plantio Convencional	6,90423			
Períodos de Coleta (PC)	Solo Textura Média		Solo Textura Argilosa	
	Plantio Direto	Plantio Convencional	Plantio Direto	Plantio Convencional
Dezembro	5,51255	6,27454	5,91934	6,19819
Janeiro	8,01354	8,23426	8,14040	8,13935
Fevereiro	5,27184	4,15584	4,00000	4,02256
Março	8,11561	7,97612	7,48430	8,1117
Abril	6,89209	6,71586	6,67024	7,06818
Maiο	7,88837	8,07494	7,17075	8,50740
Junho	5,64509	5,33008	5,56010	5,35602
Julho	7,64065	7,54592	7,24221	7,86332
Agosto	7,15987	7,53550	7,04532	7,46736
Setembro	7,53127	7,63481	7,39474	7,60923
Outubro	5,89201	5,59106	5,16007	5,89651
Novembro	6,71739	7,04922	7,01911	7,34340
Teste F				
TA	2,865			
SP	9,194*			
PC	182,297**			
TA x SP	20,304**			
TA x PC	1,452			
SP x PC	3,832**			
TA x SP x PC	2,682*			
CV (%)	6,68			

*: significativo (p > 0,05); **: significativo (p > 0,01)

Quadro 19. Número Mais Provável de microorganismos oxidantes do nitrito (médias de 6 repetições).

Tratamentos	Períodos de coleta, meses											
	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N
	Número de microorganismos oxidantes do nitrito g ⁻¹ de solo 10 ⁵											
PD arenoso	3,25	1031,67	1,87	1350,00	78,00	773,33	4,42	437,17	144,50	339,83	7,80	52,17
PC arenoso	18,82	1715,00	0,14	946,67	51,98	1188,33	2,14	351,50	343,17	431,33	3,90	112,00
PD argiloso	8,30	1381,67	0,10	305,00	46,80	148,17	3,63	174,67	111,00	248,17	1,45	104,50
PC argiloso	15,78	1378,33	0,11	1293,33	117,00	3216,67	2,27	730,00	293,33	406,67	7,88	220,50
CV %	8,74	3,62	10,92	4,92	6,10	5,77	8,14	5,82	4,17	6,50	13,21	5,07
DMS	0,4302	0,2484	0,3885	0,3275	0,3477	0,3790	0,3668	0,3676	0,2562	0,4051	0,5960	0,2993

de plantio convencional, obteve-se 430,4 e 640,1 10^5 propágulos viáveis g^{-1} nos solos textura média e argilosa, respectivamente. De modo semelhante ao observado para bactérias, fungos e amonificantes, o número de propágulos viáveis do grupo microbiano em questão, foi maior nos solos sob sistema de plantio convencional (535,3 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação ao plantio direto (279,7 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo).

Diferenças significativas nas contagens dos microorganismos oxidantes do nitrito, quando comparou-se o sistema de manejo do solo, independente do teor de argila, foram encontradas nos meses de Dezembro de 2000 e Maio, Agosto e Novembro de 2001 favorecendo o sistema de plantio convencional. Apenas em Fevereiro/2001, houve diferença significativa favorável ao plantio direto. Nos demais períodos de coleta, não foram encontradas diferenças significativas entre as contagens dos microorganismos oxidantes do nitrito nos solos sob diferentes sistemas de manejo.

Comparando-se as médias obtidas em cada período de coleta, independente do teor de argila e do tipo de manejo, tem-se a maior contagem no mês de Janeiro/2001 (1376,7 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo) e a menor, em Fevereiro/2001 (0,55 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo).

Em relação ao teor de argila, obteve-se maior número de microorganismos oxidantes do nitrito nos solos textura argilosa (425,6 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo) em relação aos de textura média (389,3 10^5 propágulos viáveis g^{-1} de solo), semelhante ao observado para as contagens de bactérias e fungos. Porém, quando se compara as médias obtidas em cada período de coleta, verifica-se que estes microorganismos foram pouco afetados pelo teor de argila dos solos. Somente em Fevereiro/2001, houve diferença significativa, a qual foi favorável aos solos textura média em relação aos textura argilosa. Nos

demais meses, não foram encontradas diferenças significativas entre as contagens dos microorganismos oxidantes do nitrito.

Em Fevereiro/2001, a quantidade elevada de chuvas que ocorreram na região do experimento podem ter afetado negativamente de forma mais acentuada o número de microorganismos oxidantes do nitrito em comparação aos oxidantes do amônio. Tal condição pode ter criado microssítios com pouca aeração e alta temperatura, situação em que os microorganismos oxidantes do nitrito são menos competitivos e, assim, inibidos pelos oxidantes do amônio (Belser, 1979).

É interessante notar que ao longo do período experimental, o número de microorganismos oxidantes do nitrito foi, em geral, maior que o número de oxidantes do amônio. As médias variaram de 0,55 a $1376,67 \cdot 10^5$ propágulos viáveis para o primeiro grupo e de 0,033 a $15,65 \cdot 10^5$ propágulos viáveis para o segundo. Fato semelhante foi relatado por Berg & Rosswall (1987) e Lang & Elliott (1997). Hankinson & Schmidt (1984) encontraram que a população dos microorganismos oxidantes do nitrito foi cerca de 10 a 1000 vezes maior que a dos microorganismos oxidantes do amônio.

A maior quantidade de microorganismos oxidantes do nitrito em relação aos oxidantes do amônio em amostras de solos ácidos não era esperada, embora tenha sido relatada anteriormente por outros autores (Belser, 1977; Hankinson & Schmidt, 1984; Berg & Rosswall; 1987 e Lang & Elliott; 1997). Estes dados podem ser explicados, em parte pelo fato de que parte do nitrito pode ter sido originado de reduções do nitrato (Belser, 1977), além disso, outros microorganismos que não os oxidantes quimioautotróficos do amônio, quantificados pelo método do Número Mais Provável, no meio de cultura utilizado no presente experimento, podem ter contribuído com a produção de nitrito nos solos amostrados. Uma

terceira possibilidade é que a população dos microorganismos oxidantes do amônio pode estar restrita a microssítios onde o pH tende à neutralidade nestes solos predominantemente ácidos, enquanto que os microorganismos oxidantes do nitrito não estão limitados a tais microhabitats. Alexander (1967) relata ainda que aumentos no crescimento e na velocidade de oxidação do nitrito podem ser observados em meio de cultura que contém pequena quantidade de Mo, como aquele utilizado no presente experimento (Quadro 5); fato que poderia indicar que o sistema que ativa o nitrito contém Mo no complexo enzimático.

No geral, no presente experimento, observou-se uma tendência de correlação entre as contagens do número de microorganismos oxidantes do amônio e dos oxidantes do nitrito, semelhante ao encontrado por Woldendorp & Laanbroek, 1989. Isto corrobora as afirmativas de que os processos estão interrelacionados.

6. CONCLUSÕES

Nas condições do presente estudo pode-se concluir que:

- O qCO_2 não foi um parâmetro sensível para demonstrar os efeitos dos sistemas de manejo agrícola, no entanto, foi significativamente sensível às diferenças induzidas pelos teores de argila e pela sazonalidade.
- Biomassa microbiana, taxa diária média de C- CO_2 liberado (aos 10 dias de incubação) e as contagens de microorganismos amonificantes não foram índices sensíveis aos diferentes teores de argila do solo.
- Os diferentes sistemas de manejo agrícolas influenciaram qualitativa e quantitativamente os microorganismos do solo (bactérias, fungos, oxidantes do amônio e do oxidantes do nitrito), bem como o carbono microbiano, a taxa diária média e a quantidade acumulada de C- CO_2 acumulado.
- O fato do sistema de Plantio Convencional ter estimulado um aumento no número dos microorganismos avaliados (exceto para amonificantes este efeito não foi observado) deve ser considerado com cautela, pois trata-se de uma

informação que representa o momento da coleta. E este aumento não necessariamente indicaria efeitos benéficos deste sistema de manejo do solo, ao contrário, poderia, até mesmo refletir uma condição de degradação do ecossistema, como discutido para o qCO_2 .

- Todos os parâmetros microbiológicos avaliados foram sensíveis à sazonalidade das coletas.
- Observou-se tendência de maior número de microorganismos (fungos, bactérias, amonificantes e nitrificantes) e qCO_2 em solo textura média. Enquanto que os parâmetros biomassa e atividade respiratória (taxa diária média e C-CO₂ liberado) foram maiores em solo textura argilosa.
- Mais pesquisas, sob condições de laboratório e de campo são necessárias para elucidar o papel que as alterações induzidas pelo manejo pode exercer sobre a fertilidade do solo e sobre a produtividade da cultura instalada.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADAMS, T.M.M., LAUGHLIN, R.J. The effects of agronomy on the carbon and nitrogen contained in the soil biomass. *J. Agric. Sci.*, v.97, p.319-27, 1981.
- AHL, C., JOERGENSEN, R.G., KANDELER, E., MEYER, B., WOehler, V. Microbial biomass and activity in silt and sand loams after long-term shallow tillage in central German. *Soil Tillage Res.*, v.49, p. 93-104, 1998.
- ALEF, K., NANNIPIERI, P. *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. Academic Press: London, 1995. 576p.
- ALEXANDER, M. *Introduction to soil microbiology*. 4. ed. New York: John Wiley, 1967. 472p.
- ALEXANDER, M. *Biological nitrogen fixation: ecology, technology, and physiology*. New York: Plenum Press, 1984. 247p.
- ALMEIDA, M.T. *Decomposição da vinhaça incorporada ao solo (evolução de CO₂ e formação de biomassa microbiana) e destino da complementação nitrogenada*.

Piracicaba, 1983. 75p. Dissertação (Mestrado em Solos) – Escola Superior de Agricultura Luis de Queiroz, Universidade de São Paulo.

ALVAREZ, R., DÍAZ, R.A., BARBERO, N., SANTANATOGLIA, O.J., BLOTTA, L. Soil organic carbon, microbial biomass and CO₂-C production from three tillage systems. *Soil Till. Res.*, v.33, p.17-28, 1995.

ANDERSON, J.P.E. Soil respiration. In: PAGE, A.L., MILLER, R.H., KEENEY, D.R. (Eds.) *Method of soil analysis*. 2. ed. Madison: American Society of Agronomy, Soil Science Society of America, 1982. part 2, p. 831-71.

ANDERSON, T.H., DOMSCH, K.H. A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.10, p. 215-21, 1978.

ANDERSON, T.H., DOMSCH, K.H. Application of eco-physiological quotients (qCO₂ and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. *Soil Biol. Biochem.*, v.22, p.251-5, 1990.

ANDERSON, T.H., DOMSCH, K.H. Determination of ecophysiological maintenance carbon requirements of soil microorganisms in a dormant state. *Biol. Fertil. Soil*, v.1, p.81-9, 1985.

ANDERSON, T.H., DOMSCH, K.H. Ratios of microbial biomass carbon to total organic carbon in arable soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.21, p.471-9, 1989.

ANDERSON, T.H., DOMSCH, K.H. The metabolic quotient for CO₂ (qCO₂) a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.25, p.393-5, 1993.

ANDRADE, D.S.; BALOTA, E.L.; COLOZZI-FILHO, A.; HUNGRIA, M. População microbiana em solos sob plantio direto ou convencional com soja, milho e trigo. In:

ENCONTRO LATINO-AMERICANO SOBRE PLANTIO DIRETO NA PEQUENA PROPRIEDADE, 1, 1993, Ponta Grossa. *Resumos*. Ponta Grossa: Iapar, 1993a. p.23.

ANDRADE, D.S.; COLOZZI-FILHO, A.; BALOTA, E.L.; HUNGRIA, M. Interação entre microorganismos do solo e feijão em monocultura ou consórcio. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO SOBRE PLANTIO DIRETO NA PEQUENA PROPRIEDADE, 1, 1993, Ponta Grossa. *Resumos*. Ponta Grossa: Iapar, 1993c. p.129.

ANDRADE, D.S.; COLOZZI-FILHO, A.; MEDEIROS, G.B. Decomposição da palha de inverno em solos sob plantio direto e convencional. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO SOBRE PLANTIO DIRETO NA PEQUENA PROPRIEDADE, 1, 1993, Ponta Grossa. *Resumos*. Ponta Grossa: Iapar, 1993b. p.24.

ANDRADE, G. Interacciones microbianas en la rizosfera. In: SIQUEIRA, J.O., MOREIRA, F.M.S., LOPES, A.S., GUILHERME, L.R.G., FAQUIN, V., FURTINI NETO, A.E., CARVALHO, J.G. (Eds.) *Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas*. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, Lavras: Departamento de Ciência do Solo/Universidade Federal de Lavras, 1999. p.551-75.

ANDREWS, J.H., HARRIS, R.F. r- and k-selection and microbial ecology. In: MARSHALL, K.C. (ed.) *Advances in microbial ecology*. New York: Plenum Press, 1986. p.99-147, 1986.

ANGERS, D.A., BISSONNETTE, N., LÈGÈRE, A., SAMSOM, N. Microbial and biochemical changes induced by rotation and tillage in a soil under barley production. *Can. J. Soil Sci.*, v.73, p.39-50, 1993.

ANGERS, D.A., PESANT, A., VIGNEUX, J. Early cropping-induced changes in soil aggregation, organic matter and microbial biomass. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v. 56, p. 115-9, 1992.

- AYANABA, A., TUCKWELL, S.B., JENKINSON, D.S. The effects of clearing and cropping on the organic reserves and biomass of tropical forest soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.8, p.519-25, 1976.
- BALESDENT, J., CHENU, C., BALABANE, M. Relationship of soil organic matter dynamics to physical protection and tillage. *Soil Tillage Res.*, v.53, p.215-30, 2000.
- BALOTA, E.L., COLOZZI-FILHO, A., ANDREADE, D.S., HUNGRIA, M. Biomassa microbiana e sua atividade em solos sob diferentes sistemas de preparo e sucessão de culturas. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.22, p.641-9, 1998.
- BAUER, A., BLACK, A.L. Soil carbon, nitrogen, and bulk density comparisons in two cropland tillage systems after 25 years and in virgin grassland. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.45, p.1166-70, 1981.
- BAYER, C., MIELNICZUK, J. Dinâmica e função da matéria orgânica. In: SANTOS, G. de A., CAMARGO, F. A. de O. (Eds.) *Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre: Gênese, 1999. 508p.
- BEARE, M.H., PARMELEE, R.W., HENDRIX, P.F., CHENG, W., COLEMAN, D.C., CROSSLEY JÚNIOR, D.A. Microbial and faunal interactions and effects on litter nitrogen and decomposition in agroecosystems. *Ecol. Monogr.*, v.62, p.569-91, 1992.
- BELSER, L.W. Population ecology of nitrifying bacteria. *Ann. Rev. Microbiol.*, v.33, p.309-33, 1979.
- BELSER, L.W. Nitrate reduction to nitrite, a possible source of nitrite for growth of nitrite-oxidizing bacteria. *Appl. Environ. Microbiol.*, v.34, p.403-10, 1977.
- BELSER, L.W., SCHMIDT, E.L. Diversity in the ammonia-oxidizing nitrifier population of a soil. *Appl. Environ. Microbiol.*, v.36, p.584-8, 1978.

- BENEZ, S.H. Relação máquina x solo x planta. In: CICLO DE PALESTRAS SOBRE MECANIZAÇÃO CONSERVACIONISTA, 1989, Campinas. *Trabalhos apresentados*. Campinas: Faculdade de Engenharia de Alimentos/Universidade de Campinas. 1989. 45p.
- BERG, P., ROSSWALL, T. Ammonium oxidizer numbers, potential and actual oxidation rates in two swedish arable soils. *Biol. Fertil. Soils.*, v.1, p.131-40, 1985.
- BERG, P., ROSSWALL, T. Seasonal variations in abundance and activity of nitrifiers in four arable cropping systems. *Microbiol. Ecol.*, v.13, p.75-87, 1987.
- BIJAY-SINGH, RYDEN J.C., WHITEHEAD, D.C. Denitrification potential and actual rates of denitrification in soils under long-term grassland and arable cropping. *Soil Biol. Biochem.*, v.21, p.897-901, 1989.
- BOLTON, J., ELIOTT, L.F., PAPENDICK, P.R., BEZDICEK, D.F. Soil microbial biomass and selected soil enzyme activities, effects of fertilization and cropping practices. *Soil Biol. Biochem.*, v.17, p.297-302, 1985.
- BONDE, T.A., ROSSWALL, T., VICTORIA, R.L. The dynamics of soil organic matter and soil microbial biomass following clearfelling and cropping of a tropical rainforest soil in Central Amazon. In: BONDE, T.A. (Ed.) *Size and dynamics of active soil organic matter fraction as influenced by soil management*. Linköping: Linköping University, 1991. p.1-19.
- BOTTNER, P. Response of microbial biomass to alternate moist and dry conditions in a soil incubated with ¹⁴C- and ¹⁵N-labelled plant material. *Soil Biol. Biochem.*, v.17, p.329-37, 1985.

- BOTTNER, P., SALLIH, Z., BILLES, G. Root activity and carbon metabolism in soils. *Biol. Fertil. Soils*, v.7, p.71-8, 1988.
- BOWEN, G.D., ROVIRA, A.D. The rhizosphere and its management to improve plant growth. *Adv. Agron.*, v.66, p.1-102, 1999.
- BRELAND, T.A., BAKKEN, L.R. Microbial growth and nitrogen immobilization in the root zone of barley (*Hordeum vulgare* L.), italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.), and white clover (*Trifolium repens* L.). *Biol. Fertil. Soil*, v.12, p.154-60, 1991.
- BROOKES, P.C., LANDAM, A., PRUDENT, G., JENKINSON, D.S. Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biol. Biochem.*, v.17, p.837-42, 1985.
- BURDON, J.J. *Diseases and plant population biology*. New York: University Press, 1987.
- BURNETT, G.W., PELCZAR JÚNIOR, M.J., CONN, H.J. Preparation of media. In: *Manual of microbiological methods*. New York: McGraw-Hill Book Company, 1957. 315p.
- CAMPBELL, C.A., BIEDERBECK, V.O. Changes in mineral N and numbers of bacteria and actinomycetes during two years under wheat-fallow in southwestern Saskatchewan. *Can. J. Soil Sci.*, v.62, p.125-37, 1982.
- CAMPBELL, C.A., BIEDERBECK, V.O. Soil bacterial changes as affected by growing season weather conditions: a field and laboratory study. *Can. J. Soil Sci.*, v.56, p.293-310, 1976.
- CAMPBELL, C.A., BOWREN, K.E., SCHNITZER, M., ZENTNER, R.P., TOWNLEY-SMITH, L. Effect of crop rotations and fertilization on soil organic matter and some biochemical properties of a thick Black Chernozem. *Can. J. Soil Sci.*, v.17, p.377-87, 1991.

- CAMPBELL, C.A., JANZEN, H.H. Effect of tillage on soil organic matter. In: *Farming for a better environment*. Ankeny: Soil and Water Conservation Society, 1995. p. 9-11.
- CAMPBELL, C.A., TESSIER, J.S.J., SELLES, F. Challenges and limitations to adoption of conservation tillage – soil organic matter, fertility, moisture and soil environment. In: *Land degradation and conservation tillage*. Proc. 34° Annual CSSS/AIC Meeting, AIC, Calgary. pp.140-85, 1988.
- CAMPBELL, C.D., GRAYSTON, S.J., HIRST, D.J. Use of rhizosphere carbon sources in solo carbon source tests to discriminate soil microbial communities. *J. Microbiol. Methods*, v.30, p.33-41-1997.
- CARDOSO, E.J.B.N. Efeito da matéria orgânica na biologia do solo. In: *ENCONTRO SOBRE MATÉRIA ORGÂNICA DO SOLO: PROBLEMAS E SOLUÇÕES*, 1992, Botucatu. Anais... Botucatu: Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, 1992. 203p.
- CARDOSO, E.J.B.N. , FREITAS, S.S. A rizosfera. In: CARDOSO, E.J.B.N., TSAI, S.M., NEVES, M.C.P. (Eds.) *Microbiologia do solo*. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. 360p.
- CARLESSO, R. Absorção de água pelas plantas: água disponível versus extraível e a produtividade das culturas. *Cienc. Rural*, v.25, p.83-188, 1995.
- CARTER, M.R. Microbial biomass as an index for tillage induced changes in soil biological properties. *Soil Tillage. Res.*, v.7, p.29-40, 1986.
- CARTER, M.R. The influence of tillage on the proportion of organic carbon and nitrogen in the microbial biomass of medium-textured soils in a humid climate. *Biol. Fertil. Soil*, v.11, p.135-9, 1991.

- CARTER, M.R., RENNIE, D.A. Changes in soil quality under zero tillage farming systems: distribution of microbial biomass and mineralizable C and N potentials. *Can. J. Soil Sci.*, v.62, p.587-97, 1982.
- CASTRO, O.M. *Preparo do solo para a cultura do milho*. Campinas: Fundação Cargill, 1989. 41p.
- CASTRO, O.M., PRADO, H., SEVERO, A.C.R., CARDOSO, E.J.B.N. Avaliação da atividade de microorganismos do solo em diferentes sistemas de manejo de soja. *Sci. Agric.*, v.50, p.212-9, 1993.
- CASTRO FILHO, C., HENKLAIN, J.C., VIEIRA, M.J., CASÃO JUNIOR, R. Tillage methods and soil and water conservation in Southern Brazil. *Soil Tillage Res.*, v.20, p.271-83, 1991.
- CATTELAN, A.J., VIDOR, C. Flutuações na biomassa, atividade e população microbiana do solo, em função de variações ambientais. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.14, p.133-42, 1990b.
- CATTELAN, A.J., VIDOR, C. Sistemas de culturas e a população microbiana o solo. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.14, p.125-32, 1990a.
- CHAO, W.-L., GAN, K.D., CHAO, C.C. Nitrification and nitrifying potential of tropical and subtropical soils. *Biol. Fertil. Soils*, v.15, p.87-90, 1993.
- CHANTIGNY, M.H., PRÉVOST, D., ANGERS, D.A., VEZINA, L.P., CHALIFOUR, F.P. Microbial biomass and N transformations in two soils cropped with annual and perennial species. *Biol. Fertil. Soils*, v.21, p.239-44, 1996.
- CHAPMAN, S.J. Inoculum in the fumigation method for soil biomass determination. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.83-7, 1987.

- CHASE, F.E., CORKE, C.T., ROBINSON, J.B. Nitrifying bacteria in soil. In: (Gray, T.R.G., Parkinson, D., eds.) *The ecology of soil bacteria: An international symposium*. Liverpool University Press, 1968. 681p.
- CHENG, W., ZANGH, Q., COLEMAN, D.C., CARROL, C.R., HOFFMAN, C.A. Is available carbon limiting microbial respiration in rhizosphere? *Soil Biol. Biochem.*, v.28, p.1283-8, 1996.
- COCHRAN, W.G. Estimation of bacterial densities by means of the "Most Probable Number". *Biometrics*, p.105-16, 1950.
- COLEMAN, D.C. Through a ped darkly: an ecological assessment of root-soil-microbial-faunal interactions. In: HITTER, A.H. (Ed.) *Ecological interactions in soil, plants, microbes and animals*. Oxford: Blackwell Scientific, 1985. p.1-21.
- COLLINS, H.P., ELLIOTT, L.F., RICKMAN, R.W., BEZDICEK, D.F., PAPENDICK, R.I. Decomposition and interactions among residue components. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.54, p.780-5, 1990.
- COLOZZI-FILHO, A., ANDRADE, D.S., BALOTA, E.L. Esporulação de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em solos sob sistema de plantio direto ou convencional e rotação de culturas. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO SOBRE PLANTIO DIRETO NA PEQUENA PROPRIEDADE, 1, 1993, Ponta Grossa. *Resumos...* Ponta Grossa: Iapar, 1993. p.25.
- CONSTANTINI, A., COSENTINO, D., SEGAT, A. Influence of tillage systems on biological properties of a Typic Argiudoll soil under continuous maize in central Argentina. *Soil Tillage Res.*, v.38, p.265-71, 1996.

- COOK, B.D., ALLAN, D.L. Dissolved organic carbon in old field soils: total amounts as a measure of available resources for soil mineralization. *Soil Biol. Biochem.*, v.24, p.585-94, 1992.
- CRASWELL, E.T., WARING, S.A. Effect of grinding on the decomposition of soil organic matter – II. Oxygen uptake and nitrogen mineralization in virgin and cultivated craking clay soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.4, p.427-33, 1972.
- CRESCENZI, F., BITTONI, A., FATUMA, L. Hindered nitrification potential in a loamy soil amended with glucose. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.*, v.19, p.1655-65, 1988.
- CRESPO, L., PICONE, L., ANDREOLI, Y., GARCIA, F. Efecto del tipo de labranza sobre algunas propiedades edáficas y biológicas de un argiudol típico. In: CONGRESSO LATINOAMERICANO DE LA CIENCIA DE SUELO, 14, 1999, Pucon. *Resumo...* Temuco: Universidad de la Frontera, 1999. p.134.
- DAO, T.H. Tillage and crop residue effects on carbon dioxide evolution and carbon storage in a Paleustoll. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.62, p.250-6, 1998.
- DAVIDSON, E.A., ACKERMAN, I.L. Changes in soil carbon inventories following cultivation of previously untilled soils. *Biogeochemistry*, v.20, p.161-93, 1993.
- De BOER, W., DUYTS, H., LAANBROEK, H.J. Autotrophic nitrification in a fertilized acid heath soil. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.845-50, 1988.
- DeMAN, J.C. MPN tables, corrected. *Eur. J. Appl. Microbiol. Biotechnol.*, v.17, p.301-5, 1983.
- De-POLLI, H., GUERRA, J.G.M. C, N e P na biomassa microbiana do solo. In: SANTOS, G.A., CAMARGO, F.A.O. (Eds.) *Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre: Gênese, 1999. p.389-411.

- DÍAZ-RAVIÑA, M., CARBALLAS, T., ACEA, M.J. Microbial biomass and metabolic activity in four acid soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.817-23, 1988.
- DÍAZ-RAVIÑA, M., ACEA, M.J., CARBALLAS, T. Seasonal changes in microbial biomass and nutrient flushin forest soils. *Biol. Fertil. Soils*, v.19, p.220-6, 1995.
- DICK, R.P. A review: long-term effects of agricultural systems on soil biochemical and microbial parameters. *Agric. Ecosyst. Environm.*, v.40, p.25-36, 1992.
- DILLY, O., MUNCH, J-C. Microbial biomass content, basal respiration and enzyme activities during the course of decomposition of leaf litter in a black alder (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.) forest. *Soil Biol. Biochem.*, v.28, p.1073-81, 1996.
- DIONÍSIO, J.A., CARVALHO, Y., TAKAMATSU, A.A., HOLTZ, G.H., SILVÉRIO, V.I., SANTOS, A. dos, PIMENTEL, I.C. Ocorrência de microorganismos em áreas de plantio direto. *Arq. Biol. Tecnol.*, v.38, p. 327-30, 1995.
- DORAN, J.W. Microbial biomass and mineralizable nitrogen distributions in no-tillage and plowed soils. *Biol. Fertil. Soil*, v.5, p.68-75, 1987.
- DORAN, J.W. Microbial changes associated with residue management with reduced tillage. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.44, p.518-24, 1980a.
- DORAN, J.W. Soil microbial and biochemical changes associated with reduced tillage. *Soil. Sci. Soc. Am. J.*, v.44, p.765-71, 1980b.

- DORAN, J.W., LINN, D.M. Microbial ecology of conservation management systems. In: HATFIELD, J.L., STEWART, B.A. (Eds.) *Soil biology: effects on soil quality*. Boca Raton: Lewis Publishers, 1994. p.1-27.
- DORAN, J.W., SMITH, M.S. Organic matter management and utilization of soil and fertilizer nutrients. In: MORTVEDT, J.J., BUXTON, D.R., MICKELSON, S.H. (Eds.) *Soil fertility and organic matter as critical components of production systems* Madison: Soil Science Society of America, 1987. p. 53-72.
- DORAN, J.W., WERNER, M.R. Management and soil biology. In: FRANCIS, C.A., FLORA, C.B., KING, L.D. (Eds.) *Sustainable agriculture in temperate zones*. New York: John Wiley, 1990. p.205-30.
- DREW, M.C., LYNCH, J.M. Soil anaerobiosis, microorganisms, and root function. *Ann. Rev. Phytop.*, v.18, p.37-66, 1980.
- DROZDOWICZ, A.G. Microbiologia ambiental. In: ROITMAN, I., TRAVASSOS, I.R., AZEVEDO, J.L. (Eds.) *Tratado de microbiologia*. Rio de Janeiro: Manole, 1991. v.2, p.1-102.
- DRURY, C.F., MCKENNEY, D.J., FINDLAY, W.I. Relationships between denitrification, microbial biomass, and indigenous soil properties. *Soil Biol. Biochem.*, v.23, p.751-5, 1991.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja. *Manual de métodos empregados em estudos de microbiologia agrícola*. Brasília, 1994. 542p.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. *Manual de métodos de análise de solo*. 2.ed. Rio de Janeiro, 1997. 212p.

- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. *Sistema brasileiro de classificação de solos*. Brasília, 1999. 212p.
- ENSIGN, J.C. Formation, properties and germination of actinomycete spore. *Ann. Rev. Microbiol.*, v.32, p.185-219, 1978.
- FEIGL, B.J. *Dinâmica da matéria orgânica do solo na sucessão floresta/pastagem na Amazônia (Rondônia)*. Piracicaba, 1994. 192p. Tese (Doutorado em Agronomia – Ciência do Solo) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo.
- FEIGL, B.J., SPARLING, G.P., ROSS, D.J., CERRI, C.C. Soil microbial biomass in Amazonian soils: evaluation of methods and estimates of pool size. *Soil Biol. Biochem.*, v.27, p.1467-72, 1995.
- FERNANDES, E.C.M., MOTAVALLI, P.P., CASTILLA, C., MUKURUMBIRA, L. Management control of soil organic matter dynamics in tropical land-use systems. *Geoderma*, v.79, p.49-67, 1997.
- FOLLETT, R.F., SCHIMEL, D.S. Effect of tillage practices on microbial biomass dynamics. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.53, p.1091-6, 1989.
- FOSTER, R.C. Microorganisms and soil aggregates. In: PANKHURST, C.E., DOUBE, B.M., GUPTA, V.V.S.R., GRACE, P.R. (Eds.) *Soil Biota: management in sustainable farming systems*. New York: John Wiley, 1994. p.144-55.
- FRANCO, A.A., NEVES, M.C.P. Fatores limitantes à fixação biológica de nitrogênio. In: CARDOSO, E.J.B.N., TSAI, S.M., NEVES, M.C.P. (Eds.) *Microbiologia do solo*. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p.219-30.
- FRANZLUEBBERS, A.J., HANEY, R.L., HONS, F.M., ZUBERER, D.A. Active fractions of organic matter in soils with different texture. *Soil Biol. Biochem.*, v.28, p.1367-72, 1996.

- FRANZLUEBBERS, A.J., HANEY, R.L., HONS, F.M., ZUBERER, D.A. Seasonal changes in soil microbial biomass and mineralizable C and N in wheat management systems. *Soil Biol. Biochem.*, v.26, p.1469-75, 1994.
- FRASER, D.G., DORAN, J.W., SAHS, W.W., LESOING, G.W. Soil microbial populations and activities under conventional and organic management. *J. Environ. Qual.*, v.17, p.585-90, 1988.
- FREY, S.D., ELLIOTT, E.T., PAUSTIAN, K. Bacterial and fungal abundance and biomass in conventional and no-tillage agroecosystems along two climatic gradients. *Soil Biol. Biochem.*, v.31, p.573-85, 1999.
- FU, S., COLEMAN, D.C., SCHATZ, R., POTTER, R., HENDRIX, P.F., CROSSLEY JUNIOR, D.A. ¹⁴C distribution in soil organisms and respiration after the decomposition of crop residue in conventional tillage and no-till agroecosystems at Georgia Piedmont. *Soil Tillage Res.*, v.57, p.31-41, 2000.
- GAMMA-RODRIGUES, E.F., GUERRA, J.G.M., ALMEIDA, D.L., DE-POLLI, H. Biomassa microbiana de carbono de solos de Itaguaí (RJ): comparação entre os métodos fumigação-incubação e fumigação-extração. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.18, p.427-32, 1994.
- GEBHART, D.L., JOHNSON, H.B., MAYEUX, H.S., POLLEY, H.W. The CRP increases soil organic carbon. *J. Soil Water Conserv.*, v.49, p.488-92, 1994.
- GERSON, U., CHET, I. Are allochthonous and autochthonous soil microorganisms r- and k-selected? *Rev. d'Ecol. Biol. Sol*, v.18, p.285-9, 1981.

- GILLER, K.E., BEARE, M.H., LAVELLE, P., IZAC, A.-M.N., SWIFT, M.J. Agricultural intensification, soil biodiversity and ecosystem function. *App. Soil Ecol.*, v.6, p.3-16, 1997.
- GOLDBERG, D., LANDA, K. Competitive effect and response: hierarchies and correlated traits in the early stages of competition. *J. Ecology*, v.79, p.1013-30, 1991.
- GRAY, T.R.G., WILLIAMS, S.T. *Soil micro-organisms*. 2.ed. London: Longman, 1975. 240p.
- GREGORICH, E.G., VORONEY, R.P., KACHANOSKI, R.G. Turnover of carbon through the microbial biomass in soils with different textures. *Soil Biol. Biochem.*, v.23, p.799-805, 1991.
- GRISI, B.M. Biomassa e a atividade de microrganismos do solo: revisão metodológica. *Rev. Nordestina Biol.*, v.10, p.1-22, 1995.
- GUNAPALA, N., SCOW, K.M. Dynamics of soil microbial biomass and activity in conventional and organic farming systems. *Soil Biol. Biochem.*, v.30, p.805-16, 1998.
- GUPTA, V.V.S.R., GERMIDA, J. Distribution of microbial biomass and its activity in different soil aggregate size classes as affected by cultivation. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.777-86, 1988.
- HANKINSON, T.R., SCHMIDT, E.L. Examination of an acid forest soil for ammonia- and nitrite-oxidizing autotrophic bacteria. *Can. J. Microbiol.*, v.30, p.1125-32, 1984.
- HATTORI, T., HATTORI, R. The physical environment in soil microbiology: an attempt to extend principles of microbiology to soil microorganisms. *Crit. Rev. Microbiol.*, v.4, p.423-61, 1977.

- HAYNES, R.J. The decomposition processes: mineralization, immobilization, humus formation, and degradation. In: HAYNES, R.J. (Eds.) *Mineral nitrogen in the plant-soil system*. Orlando: Academic Press, 1986. p.52-126.
- HENDRIX, P.F., PARMELEE, R.W., CROSSLEY, D.A., COLEMAN, D.C., ODUM, E.P., GROFFMAN, P.M. Detritus food webs in conventional and no-tillage agroecosystems. *BioScience*, v.36, p.374-80, 1986.
- HENDRIX, P.F., CHUN-RU, H., GROFFMAN, P.M. Soil respiration in conventional and no-tillage agroecosystems under different winter cover crop rotations. *Soil Tillage Res.*, v.12, p.135-48, 1988.
- HOLLAND, E.A., COLLEMAN, D.C. Litter placement effects on microbial and organic matter dynamics in an agroecosystem. *Ecology*, v.68, p.425-33, 1987.
- HOWARTH, W.R., ELLIOTT, L.F. Microbial C and N dynamics during mesophilic and thermophilic incubations of ryegrass. *Biol. Fertil. Soils*, v.22, p.1-9, 1996.
- INSAM, H., DOMSCH, K.H. Relationship between soil organic carbon and microbial biomass on chronosequences of reclamation sites. *Microbial Ecol.*, v.15, p.177-88, 1988.
- INSAM, H., MITCHELL, C.C., DORMAAR, J.F. Relationship of soil microbial biomass and activity with fertilization practice and crop yields of three ultisols. *Soil Biol. Biochem.*, v.23, p.459-64, 1991.
- JAHNEL, M.C. *Uso de parâmetros microbiológicos no estudo da degradação de resíduo orgânico de curtume*. Piracicaba, 1997. 84p. Tese (Doutorado em Microbiologia do Solo) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiróz", Universidade de São Paulo.

- JAHNEL, M.C., CARDOSO, E.J.B.N., DIAS, C.T.S. Determinação do número mais provável de microorganismos do solo pelo método do plaqueamento por gotas. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.23, p.553-9, 1999.
- JENKINSON, D.S. Determination of microbial biomass carbon and nitrogen in soil. In: WILSON, J.R. (Ed.) *Advances in nitrogen cycling in agricultural ecosystems*. Wallingford: CAB International, 1988. p.368-86.
- JENKINSON, D.S. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. IV. The decomposition of fumigated organisms in soil. *Soil Biol. Biochem.*, v.8, p.203-8, 1976.
- JENKINSON, D.S., LADD, J.N. Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: PAUL, E.A., LADD, J.N. (Eds.) *Soil biochemistry*. New York: Marcel Dekker, 1981. v.5, p.415-71.
- JENKINSON, D.S., POWLSON, D.S. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. V. A method for measuring soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, v.8, p.209-13, 1976.
- JENKINSON, D.S., POWLSON, D.S., WEDDERBURN, R.W.M. The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. III. The relationship between soil biovolume, measured by optical microscopy, and the flush of decomposition caused by fumigation. *Soil Biol. Biochem.*, v.8, p.189-202, 1976.
- JHA, P.B., SINGH, J.S., KASHYAP, A.K. Dynamics of viable nitrifier community and nutrient availability in dry tropical forest habitat as affected by cultivation and soil texture. *Plant Soil*, v.180, p.277-85, 1996.
- JOERGENSEN, R.G., MEYER, B., MUELLER, T. Time-course of the soil microbial biomass under wheat: a one year field study. *Soil Biol. Biochem.*, v.26, p.987-94, 1994.

- JORDAN, D., KREMER, R.J. Potential use of soil microbial activity as an indicator of soil quality. In: PANKHURST, C.E., DOUBE, B.M., GUPTA, V.V.S.R., GRACE, P.R. (Eds.) *Soil Biota: management in sustainable farming systems*. New York: John Wiley, 1994. p.245-9.
- KAISER, E.A., MUELLER, T., JOERGENSEN, R.G., INSAN, H., HEINEMEYER, O. Evaluation of methods to estimate the soil microbial biomass and the relationship with soil texture and organic matter. *Soil Biol. Biochem.*, v. 24, p.675-83, 1992.
- KALAKOUTSKII, L.V., POUZHARITSKAJA, L.M. The streptomycetes spores: its distinct features and germinal behavior. In: SYKES, G., SKINNER, F.A. (eds.) *Actinomycetales: characteristics and practical importance*. London: Academic Press, 1973. p.179-93.
- KANDELER, E., MURER, E. Aggregate stability and soil microbial processes in a soil with different cultivation. *Geoderma*, v.56, p.503-13, 1993.
- KATZNELSON, H. The rhizosphere effect of mangels on certain groups of microorganisms. *Soil Sci.*, v.62, p.343-54, 1946.
- KIRCHNER, M.J., WOLLUM II, A.F., KING, L.D. Soil microbial populations and activities in reduced chemical input agroecosystems. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.57, p.1289-95, 1993.
- KLEMEDTSSON, L., STEVENSON, B.H., ROSSWALL, T. Dinitrogen and nitrous oxide produced by denitrification and nitrification in soil with and without barley plants. *Plant Soil*, v.99, p.303-19, 1987.
- KOLB, W., MARTIN, P. Influence of nitrogen on the number of N₂-fixing and total bacteria in the rhizosphere. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p. 221-5, 1988.
- LANG, H.J., ELLIOTT, G.C. Enumeration and inoculation of nitrifying bacteria in soilless potting media. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.*, v.122, p.709-14, 1997.

- LEE, W.J., WOOD, C.W., REEVES, D.W., ENTRY, J.A., RAPER, J.L. Interactive effects of wheel-traffic and tillage system on soil carbon and nitrogen. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.*, v.27, p.3027-43, 1996.
- LUNDQUIST, E.J., JACKSON, L.E., SCOW, K.M., HSU, C. Changes in microbial biomass and community composition, and soil carbon and nitrogen pools after incorporation of rye into three California agricultural soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.31, p.221-36, 1999.
- LUPWAYI, N.Z., RICE, W.A., CLAYTON, G.W. Soil microbial biomass and carbon dioxide flux under wheat as influenced by tillage and crop rotation. *Can. J. Soil Sci.*, v.79, p.273-80, 1999.
- LUPWAYI, N.Z., RICE, W.A., CLAYTON, G.W. Soil microbial diversity and community structure under wheat as influenced by tillage and crop rotation. *Soil Biol. Biochem.*, v.30, p.1733-41, 1998.
- LYNCH, J.M., BRAGG, E. Microorganisms and soil aggregate stability. *Adv. Soil Sci.*, v.2, p.133-71, 1985.
- LYNCH, J.M. Some consequences of microbial rhizosphere competence for plant and soil. In: LYNCH, J.M. (Ed.) *The rhizosphere*. Chichester: John Wiley, 1990. p.1-10.
- LYNCH, J.M. Interactions between biological processes cultivation and soil structure. *Plant Soil*, v.76, p.307-18, 1984.
- LYNCH, J.M., PANTING, L.M. Variations in the size of the soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, v.12, p.547-50, 1980.
- MARTENS, R. Current methods for measuring microbial biomass C in soil: potentials and limitations. *Biol. Fertil. Soil*, v.19, p.87-99, 1995.

- MARTENS, R. Limitations in the application of the fumigation technique for biomass estimations in amended soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.17, p.57-63, 1985.
- MARTIN, J.P. Use of acid, rose bengal and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. *Soil Sci.*, n.134, p.1528-9, 1950.
- MAYFIELD, C.I., WILLIAMS, S.T., RUDDICK, S.M., HATFIELD, H.L. Studies on the ecology of actinomycetes in soil. IV. Observations on the form and growth of streptomycetes in soil. *Soil Biol. Biochem.*, v.4, p.79-91, 1972.
- METTING, B.F. *Soil microbiology and ecology*. New York: Marcell Dekker, 1993.
- MEYER, K., JOERGENSEN, R.G., MEYER, B. The effects of reduced tillage on microbial biomass C and P in sandy loess soils. *Appl. Soil Ecol.*, v.5, p.71-9, 1996.
- MILLER, M.H., JASTROW, J.D. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and biogeochemical cycling. In: PFLEGER, F.L., LINDERMAN, R.G. (Eds.) *Mycorrhizae in plant health*. St. Paul: American Phytopathology Society, 1994. p.189-212.
- MINHONI, M.T.A., CARDOSO, E.J.B.N., EIRA, F.A. Efeitos de cinco tipos de matéria orgânica na solubilização microbiana de fosfato de rocha. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.15, p.29-36, 1991.
- MINHONI, M.T.A., EIRA, A.F., CARDOSO, E.J.B.N. Efeitos da adição de N e P sobre a decomposição de diferentes tipos de material orgânico no solo. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.14, p.297-304, 1990.
- MONDARDO, A. *Manejo e conservação do solo*. In: FUNDAÇÃO CARGIL. Plantio direto no Brasil. Campinas, 1984. p.53-78.

- MUZILLI, O. Influência do sistema de plantio direto, comparado ao convencional sobre a fertilidade da camada arável do solo. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.7, p.95-102, 1983.
- NANNIPIERI, P., GREGO, S., CECCANTI, B. Ecological significance of biological activity in soil. In: BOLLAG, J.M., STOTZKY, G. (Eds.) *Soil Biochemistry*. New York: Marcel Dekker, 1990. v.6, p.293-355.
- NEITKO, K.F., FRANKENBERG, W.T. Biosynthesis of cytokinins in soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.53, p.735-40, 1989.
- NEWSHAM, K.K., FITTER, A.H., WATKINSON, A.R. Arbuscular mycorrhiza protect an annual grass from root pathogenic fungi in the field. *J. Ecol.*, v.83, p.991-1000, 1995.
- NICOLARDOT, B. Evolution du niveau de biomasse microbienne du sol au cours d'une incubation de longue durée: relations avec la minéralisation du carbone et de l'azote organique. *Rev. Ecol. Biol. Sol.*, v.25, p.287-304, 1988.
- NYE, P.H. Changes of pH across the rhizosphere induced by roots. p.7-27, 1981.
- OADES, J.M., JENKINSON, D.S. Adenosine triphosphate content of the soil microbial biomass. *Soil Biol. Biochem.*, v.11, p.201-4, 1979.
- ODUM, E.P. The strategy of ecosystem development. *Science*, v.164, p.262-70, 1969.
- PARKINSON, D., COLEMAN, D.C. Methods for assessing soil microbial populations, activity and biomass microbial communities, activities and biomass. *Agric. Ecosyst. Environm.*, v.34, p.3-33, 1991.
- PAUL, E.A., CLARK, F.E. *Soil microbiology and biochemistry*. San Diego: Academic Press, 1989. 275p.

- PAUL, E.A., HARRIS, D., COLLINS, H.P., SCHULTHESS, U., ROBERTSON, G.P. Evolution of CO₂ and soil carbon dynamics in biologically managed, row-crop agroecosystems. *Appl. Soil Ecol.*, v.11, p.53-65, 1999.
- PEIXOTO, R.T.G., AHRENS, D.C., SAMAHA, M.J. *Plantio direto: o caminho para uma agricultura sustentável*. Ponta Grossa: Instituto Agronômico do Paraná, PRP/PG, 1997. 275p.
- PERFECT, E., KAY, B.D., LOON, W.K.P., SHEARD, R.W., POJASOK, T. Factors influencing soil structural stability within a growing season. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.54, p.173-9, 1990.
- PFENNING, L., EDUARDO, B. de P., CERRI, C.C. Os métodos da fumigação-incubação e fumigação-extração na estimativa da biomassa microbiana de solos da Amazônia. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.16, p.31-7, 1992.
- POWLSON, D.S., BROOKES, P.C., CHRISTENSEN, B.T. Measurement of microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to the straw incorporation. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.159-64, 1987.
- POWLSON, D.S., JENKINSON, D.S. A comparison of the organic matter, adenosine triphosphate and mineralizable nitrogen contents of ploughed and direct-drilled soils. *J. Agric. Sci.*, v.97, p.713-21, 1981.
- RAIJ, V.B., QUAGGIO, J.A. Métodos de análise de solo para fins de fertilidade. *Bol. Téc. Inst. Agron.*, Campinas, n.81, p.1-31, 1983.
- REEVES, D.W. The role of soil organic matter in maintaining soil quality in continuous cropping systems. *Soil Tillage Res.*, v.43, p.131-67, 1997.

- REICOSKY, D.C., DUGAS, W.A., TORBERT, H.A. Tillage-induced soil carbon dioxide loss from different cropping systems. *Soil Tillage Res.*, v.41, p.105-18, 1997.
- REICOSKY, D.C., KEMPER, W.D., LANGDALE, G.W., DOUGLAS JUNIOR, C.L., RASMUSSEN, P.E. Soil organic matter changes resulting from tillage and biomass production. *J. Soil Water Conserv.*, v.50, p.253-61, 1995.
- REICOSKY, D.C., LINDSTROM, M.J. Fall tillage methods: effect on short-term carbon dioxide flux from soil. *Agron. J.*, v.85, p.1237-43, 1993.
- RICE, C.W., SMITH, M.S. Short-term immobilization of fertilizer nitrogen at the surface of no-till and plowed soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.48, p.295-7, 1984.
- RIEZEBOS, H.T., LOERTS, A.C. Influence of land use change and tillage practice on soil organic matter in southern Brazil and eastern Paraguay. *Soil Tillage Res.*, v.49, p.271-5, 1998.
- ROCHETE, P., GREGORICH, E.G. Dynamics of soil microbial C, soluble organic C and CO₂ evolution after three years of manure application. *Can. J. Soil Sci.*, v.78, p.283-90, 1998.
- ROSS, D.J. Soil microbial biomass estimated by fumigation-incubation procedure: Seasonal fluctuations and influence of soil moisture content. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.397-404, 1987.
- ROSS, D.J. Modification to the fumigation procedure to measure microbial biomass C in wet soils under pasture: influence on estimates of seasonal fluctuations in the soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.377-83, 1988.

- ROSS, D.J., SPEIR, T.W., COWLING, J.C., FELTHAM, C.W. Soil restoration under pasture after lignite mining: management effects on soil biochemical properties and their relationship with herbage yields. *Plant Soil*, v.140, p.85-92, 1992.
- ROTHER, J.A., MILLBANK, J.W., THORNTON, I. Effects of heavy-metal additions on ammonification and nitrification in soils contaminated with cadmium, lead and zinc. *Plant Soil*, v.69, p.239-58, 1982.
- ROVIRA, A.D. The effect of farming practices on the soil biota. In: PANKHURST, C.E., DOUBE, B.M., GUPTA, V.V.S.R., GRACE, P.R. (Eds.) *Soil Biota: management in sustainable farming systems*. New York: John Wiley, 1994. p.81-7.
- ROVIRA, A.D., ELLIOT, L.F., COOK, R.J. The impact of cropping systems on rhizosphere organisms affecting plant health. In: LYNCH, J.M. (Ed.) *The rhizosphere*. New York: John Wiley, 1990. p.389-436.
- RYDEN, J.C. Denitrification loss from a grassland soil in the field receiving different rates of nitrogen as ammonium nitrate. *J. Soil Sci.*, v.34, p.355-65, 1983.
- SAFFIGNA, P.G., POWLSON, D.S., BROOKES, P.C., THOMAS, G.A. Influence of sorghum residues and tillage on soil organic matter and soil biomass in an Australian vertisol. *Soil Biol. Biochem.*, v.21, p.759-65, 1989.
- SAKAMOTO, K., OBA, Y. Effect of fungal to bacterial biomass ratio on the relationship between CO₂ evolution and total soil microbial biomass. *Biol. Fertil. Soils*, v.17, p.39-44, 1994.
- SALINAS-GARCIA, J.R., HONS, F.M., MATOCHA, J.E. Long-term effects of tillage and fertilization on soil organic matter dynamics. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, v.61, p.152-9, 1997.

- SALTON, J.C., MIELNICZUK, J. Relações entre sistemas de preparo, temperatura e umidade de um Podzólico Vermelho-Escuro de Eldorado do Sul (RS). *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.19, p.313-9, 1995.
- SANTOS, J.C.F. *Comportamento de propriedades físicas e químicas de dois latossolos roxos sob diferentes sistemas de rotação de cultura em plantio direto*. Lavras, 1993. 101p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura de Lavras.
- SARATHCHANDRA, S.U. A simplified method for estimating ammonium oxidizing bacteria. *Plant Soil*, v.52, p.305-9, 1979.
- SCHMIDT, E.L., BELSER, L.W. Nitrifying bacteria. In: PAGE, A.L. (Ed.) *Methods of soil analysis: chemical and microbiological properties*. 2.ed. Madison: American Society of Agronomy, 1982. p.1027-42.
- SCHNÜRER, J., CLARHOLM, M., BASTROM, S., ROSSWALL, T. Effects of moisture on soil microorganisms and nematodes: a field experiment. *Microbiol. Ecol.*, v.12, p.217-30, 1986.
- SHAN-MIN, S., BROOKES, P.C., JENKINSON, D.S. Soil respiration and the measurement of microbial biomass C by the fumigation technique in fresh and in air-dried soil. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.153-8, 1987.
- SIDIRAS, N., PAVAN, M.A. Influência do sistema de manejo do solo no seu nível de fertilidade. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.9, p.249-54, 1985.
- SILVA FILHO, G.N., VIDOR, C. As práticas de manejo do solo na população microbiana. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.8, p.291-6, 1984.

- SINGH, J.S., RAGHUBANSHI, A.S., SINGH, R.S., SRIVASTAVA, S.C. Microbial biomass acts as a source of nutrients in dry tropical forest and savanna. *Nature*, v.338, p.499-500, 1989.
- SIQUEIRA, J.O., MOREIRA, F.M.S., GRISI, B.M., HUNGRIA, M., ARAUJO, R.S. *Microorganismos e processos biológicos do solo: perspectiva ambiental*. Brasília: Centro Nacional de Pesquisa de Soja, Embrapa, 1994. 142p.
- SMITH, J.L., E.A. PAUL. The significance of soil microbial biomass estimations. In: BOLLAG, J., STOTZKY, G. (Eds.) *Soil biochemistry*. New York: Marcel Dekker, 1990. v.6, p.357-96.
- SMITH, S.R. Effects of sewage sludge application on soil microbial processes and soil fertility. *Adv. Soil Sci.*, v.16, p.191-212, 1991.
- SOANE, B.D. The role of organic matter in soil compactibility: a review of some practical aspects. *Soil Tillage Res.*, v.16, p.179-201, 1990.
- SOERENSEN, L.H. Size and persistence of the microbial biomass formed during the humification of glucose, hemicellulose, cellulose, and straw in soils containing different amounts of clay. *Plant Soil*, v.75, p.121-30, 1983.
- SPARLING, G.P. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indicator of changes in soil organic matter. *Aust. J. Soil Res.*, v.30, p.195-207, 1992.
- SPARLING, G.P., WEST, A.W. A direct extraction method to estimate soil microbial C: calibration *in situ* using microbial respiration and ¹⁴C labelled cells. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.337-43, 1988.

- STEARMAN, G.K., MATOCHA, J.E. Soil microbial population and nitrogen-transforming bacteria from 11-year sorghum tillage plots. *Soil Till. Res.*, v.22, p.299-310, 1992.
- STIENTRA, A.W., BOTH, G.J., GERARDS, S., LAANBROEK, H.J. Numbers of nitrite-oxidizing bacteria in the root zone of grassland plants. *FEMS Microbiol. Ecol.*, v.12, p.207-14, 1993.
- STREITWOLF-ENGEL, B.R., WIEMKEN, A., SANDERS, I.R. Clonal growth traits of two *Prunella* species as determined by co-occurring arbuscular mycorrhizal fungi from a calcareous grassland. *J. Ecol.*, v.85, p.181-91, 1997.
- TATE, K.R., ROSS, D.J., FELTHAM, C.W. A direct extraction method to estimate soil microbial carbon. Effects of experimental variables and some different calibration procedures. *Soil Biol. Biochem.*, v.20, p.329-35, 1988.
- TISDALL, J.M., OADES, J.M. Organic matter and water-stable aggregates in soils. *J. Soil Sci.*, v.33, p.141-63, 1982.
- TISDALL, J.M., OADES, J.M. Stabilization of soil aggregates by the root system of ryegrass. *Aust. J. Soil Res.*, v.17, p.429-41, 1979.
- TORTOSO, A.G., HUTCHINSON, G.L. Contributions of autotrophic and heterotrophic nitrifiers to soil NO and N₂O emission. *Appl. Environ. Microbiol.*, v.56, p.1799-805, 1990.
- UNGER, P.W., FULTON, L. Conventional- and no-tillage effects on upper root zone soil conditions. *Soil Tillage Res.*, v.16, p.337-44, 1990.
- Van de WERF, H., VERSTRAETE, W. Estimation of active soil microbial biomass by mathematical analysis of respiration curves: calibration of test procedure. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.261-5, 1987.

- Van GESTEL, M., MERCKX, R., LASSAK, K. Microbial biomass responses to soil drying and rewetting: the fate of fast- and slow-growing microorganisms in soils from different climates. *Soil Biol. Biochem.*, v.25, p.109-23, 1993.
- VANCE, E.D., BROOKES, P.C., JENKINSON, D.S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.703-7, 1987c.
- VANCE, E.D., BROOKES, P.C., JENKINSON, D.S. Microbial biomass measurements in forest soils: determination of K_c values and tests of hypotheses to explain the failure of the chloroform fumigation-incubation method in acid soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.689-96, 1987a.
- VANCE, E.D., BROOKES, P.C., JENKINSON, D.S. Microbial biomass measurements in forest soils: the use of the chloroform fumigation-incubation method in strongly acid soils. *Soil Biol. Biochem.*, v.19, p.697-702, 1987b.
- VARGAS, L.K., SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO₂ e N mineral de um Podzólico Vermelho-Escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. *Rev. Bras. Cienc. Solo*, v.24, p.35-42, 2000.
- VERHAGEN, F.J.M., HAGEMAN, P.E.J., WOLDENDORP, J.W., LAANCROEK, H.J. Competition for ammonium between nitrifying bacteria and plant roots in soil in pots: effects of grazing by flagellates and fertilization. *Soil Biol. Biochem.*, v.26, p.89-96, 1994.
- VICTORIA, R.L., PICCOLO, M.C., VARGAS, A.T. O ciclo do nitrogênio. In: CARDOSO, E.J.B.N., TSAI, S.M., NEVES, M.C.P. (Eds.) *Microbiologia do solo*. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. 360p.

- VOSS, M., SIDIRAS, N. Nodulação da soja em plantio direto em comparação com plantio convencional. *Pesqui. Agropecu. Bras.*, v.20, p.775-82, 1985.
- WAGNER, G.H., BRODER, M.W. Microbial progression in the decomposition of corn stalk residue in soil. *Soil Sci.*, v.155, p.48-52, 1993.
- WAKSMAN, S.A. *Soil microbiology*. London: John Wiley, 1963. 356p.
- WARDLE, D.A. A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. *Biol. Rev.*, v.67, p.321-58, 1992.
- WARDLE, D.A. Controls of temporal variability of the soil microbial biomass: a global scale synthesis. *Soil Biol. Biochem.*, v.30, p.1627-37, 1998.
- WARDLE, D.A. Impact of disturbance on detritus food-webs in agro-ecosystems of contrasting tillage and weed management practices. *Adv. Ecol. Res.*, 1995.
- WARDLE, D.A., GHANI, A. A critique of the microbial metabolic quotient (qCO_2) as a bioindicator of disturbance and ecosystem development. *Soil Biol. Biochem.*, v.27, p.1601-10, 1995.
- WARDLE, D.A., HUNGRIA, M. A biomassa microbiana do solo e sua importância nos ecossistemas terrestres. In: ARAUJO, R.S., HUNGRIA, M. (Eds.) *Microrganismos de importância agrícola*. Brasília: SPI:EMBRAPA, 1994. p.193-216.
- WARDLE, D.A. Response of the microbial biomass and metabolic quotient to leaf litter succession in some New Zealand forest and scrubland systems. *Functional Ecology*, v.7, p.346-55, 1993.
- WARDLE, D.A., PARKINSON, N.D. Interactions between microbial variables and the soil microbial biomass. *Biol. Fertil. Soils*, v.9, p.272-80, 1990.

- WARDLE, D.A., YEATES, G.W., NICHOLSON, K.S., BONNER, K.I., WATSON, R.N.
Response of soil microbial biomass dynamics, activity and plant litter decomposition to agricultural intensification over a seven-year period. *Soil Biol. Biochem.*, v.31, p.1707-20, 1999.
- WHIPPS, J.M., LYNCH, J.M. The influence of rhizosphere on crop productivity. *Adv. Microb. Ecol.*, v.9, p.187-244, 1986.
- WOLDENDORP, J.W., LAANBROEK, H.J. Activity of nitrifiers in relation to nitrogen nutrition of plants in natural ecosystems. *Plant Soil*, v.115, v.217-28, 1989.
- ZECH, W., 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*, v.79, p.117-61, 1997.