



UNIVERSIDADE  
ESTADUAL DE LONDRINA

---

**DANIEL BINI**

**BIOINDICADORES DE QUALIDADE DE SOLO EM  
DIFERENTES ECOSISTEMAS**

---

Londrina  
2009

**DANIEL BINI**

**BIOINDICADORES DE QUALIDADE DE SOLO EM  
DIFERENTES ECOSSISTEMAS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação, em Microbiologia da Universidade Estadual de Londrina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Microbiologia.

Orientador: Prof. Marco Antonio Nogueira

Londrina  
2009

**DANIEL BINI**

**BIOINDICADORES DE QUALIDADE DE SOLO EM  
DIFERENTES ECOSISTEMAS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação, em Microbiologia da Universidade Estadual de Londrina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Microbiologia.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof. Dr. Marco Antonio Nogueira  
Universidade Estadual de Londrina

---

Prof. Dr. Osmar Klauberg Filho  
Universidade do Estado de Santa Catarina

---

Prof. Dr. Waldemar Zangaro Filho  
Universidade Estadual de Londrina

---

Prof. Dr. Galdino Andrade Filho (suplente)  
Universidade Estadual de Londrina

---

Dra. Diva de Souza Andrade (suplente)  
Instituto Agrônomo do Paraná - IAPAR

Londrina, 30 de janeiro de 2009.

## **AGRADECIMENTOS**

Primeiramente agradeço ao meu orientador Prof. Dr. Marco Antonio Nogueira, pela atenção, amizade, paciência, ajuda, compreensão e confiança. Creio que estes dois anos sob sua orientação contribuíram positivamente para minha formação científica.

Ao Prof. Dr. Galdino Andrade Filho, pela amizade e apoio para realização e desenvolvidos da dissertação durante meu período no laboratório.

À empresa GVA, Cooperativa Agrária e Parque Municipal das Araucárias, por ceder as áreas de estudo. Em especial ao meu pai, Jorge, por ajudar na identificação das áreas.

Ao professor Sidney Luiz Stürmer (FURB), professora Elke Jurandy Bran Nogueira Cardoso e Denise Mescolotti (ESALQ) pela ajuda e tempo disponibilizado na identificação dos esporos de fungos micorrízicos arbusculares.

Aos colegas e amigos de laboratório, que contribuíram muito para o desenvolvimento deste trabalho. Obrigado pela amizade, discussões, aprendizagens e bons momentos compartilhados que foram de grande valia para o meu enriquecimento profissional.

Em especial, à Cristiane, Kellen, Marina e Nagomi pela grande amizade, ajuda e apoio nestes dois anos de mestrado.

Aos meus pais, pela confiança e por sempre me incentivarem a estudar e ser uma pessoa melhor. Vocês representam um grande exemplo para mim.

À minha namorada Priscilla, pelo incentivo, carinho, apoio, compreensão e por sempre me ouvir nos momentos mais complicados destes dois anos.

BINI, Daniel. **Bioindicadores de qualidade do solo em diferentes ecossistemas.** 2009. 75f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2009.

## RESUMO

Alterações decorrentes não apenas do manejo do solo, mas também das espécies vegetais nele cultivados, podem influenciar a ciclagem do carbono, nitrogênio e fósforo. Esta ciclagem é dependente da interação de processos físicos, químicos e, sobretudo, microbiológicos. O objetivo desse trabalho foi avaliar a atividade microbiana e processos relacionados ao ciclo do carbono, nitrogênio e fósforo em solo de seis ecossistemas no município de Guarapuava, PR. As amostragens foram realizadas na profundidade de 0-10 cm, nas seguintes áreas: remanescente natural de Floresta Ombrófila Mista, reflorestamento com *Araucaria angustifolia*, plantio comercial de *Pinus elliottii*, Floresta secundária, corte raso de *P. elliottii* e área agrícola sob culturas anuais. Foram avaliados alguns grupos funcionais de microrganismos, atividade das enzimas desidrogenase, amilase, celulase, asparaginase, glutaminase, urease, fosfatase ácida e alcalina, taxa de amonificação e nitrificação, biomassa microbiana de carbono e nitrogênio, respirometria,  $qCO_2$ , hifas de fungos filamentosos, densidade e diversidade de esporos de fungos micorrízicos arbusculares. Além das análises microbiológicas e bioquímicas, também foram efetuadas avaliações químicas e físicas do solo como carbono orgânico total, nitrogênio total, fósforo disponível, pH, estoque de carbono, C/N da matéria orgânica, argila dispersa em água. Foram feitas também a estimativa de massa de serrapilheira e sua relação C/N. De maneira geral, os grupos funcionais de microrganismos não apresentaram distinção significativa entre as áreas, demonstrando serem ineficientes na avaliação da qualidade do solo. Já a biomassa microbiana de C e de N, assim como a taxa de amonificação e nitrificação, diminuíram conforme a intensidade do uso do solo. Maiores valores de biomassa microbiana foram encontrados nas áreas florestais, principalmente aquelas com espécies arbóreas nativas, caracterizando maior densidade microbiana em comparação com as áreas sob *Pinus* e agrícola. Os maiores valores de respiração microbiana geralmente foram encontrados nas áreas cuja relação C/N da serrapilheira foi menor. Em contrapartida, o  $qCO_2$  e desidrogenase apresentaram maiores valores em áreas sob uso mais intensivo do solo, como em agrícola e corte raso. No caso das enzimas extracelulares, a grande maioria apresentou maior atividade nas áreas com espécies arbóreas nativas, sugerindo que a quantidade e qualidade do resíduo orgânico depositado modulem a dinâmica enzimática. A riqueza de espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) dada pelo índice de Shannon (H) denota que as áreas com *A. angustifolia*, mesmo não apresentando maiores densidades de esporos, demonstram maior riqueza de espécies. As análises multivariadas baseadas em atributos relacionados tanto ao ciclo do C, quanto aos ciclos do N e P indicaram que as áreas com espécies arbóreas nativas apresentam maior similaridade com a área referência (floresta nativa). Já áreas de *Pinus* e a área agrícola apresentaram características diversas em relação às áreas ocupadas por espécies arbóreas nativas. Por sua vez, a área agrícola também apresentou características diversas em relação às áreas reflorestadas com *Pinus*, apesar de que, após o corte de *Pinus*, a área tende a se aproximar da área agrícola.

**Palavras-chave:** Qualidade do solo. Ciclos biogeoquímicos. Atividade microbiana. Bioindicadores.

BINI, Daniel. **Biological indicators of soil quality in different ecosystems**. 2009. 75p. Dissertation (Master Degree in Microbiology) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2009.

## ABSTRACT

Changes due to soil management and cultivated plant species may influence carbon, nitrogen and phosphorus cycling. Cycling depends on the integration of physical, chemical and mainly microbiological processes. This work assessed some microbial activity and processes related to carbon, nitrogen and phosphorus cycles in soil from six ecosystems in Guarapuava, PR. Sampling was performed at depth of 0-10 cm in the following areas: a natural remnant of Mixed Ombrophylous Forest, *Araucaria angustifolia* reforestation area, commercial plantation of *Pinus elliottii*, secondary forest, *P. elliottii* regeneration after a clear cut, and annual crop area. Evaluations of some microbial functional groups; dehydrogenase, amylase, cellulase, asparaginase, glutaminase, urease, acid and alkaline phosphatases activities; nitrification and ammonification rates; microbial biomass carbon and nitrogen; respirometry;  $qCO_2$ , filamentous fungal hyphae; spore density and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi were performed. In addition to microbiological and biochemical analyses, chemical and physical soil evaluations were performed, such as total organic carbon, total nitrogen, soil available phosphorus, pH, carbon stocks, organic matter C/N ratio and water dispersible clay. Litter mass and C/N ratio were also estimated. In general, microbial functional groups did not differ among the areas, showing to be inefficient for soil quality evaluation. However, microbial biomass C and N, as well as ammonification and nitrification rates, decreased with land use intensity. Highest values of microbial biomass were obtained in forest areas, mainly with native arboreous species, what characterizes higher microbial density in comparison with *Pinus* and agricultural areas. The highest values of microbial respiration were found in areas with lower C/N ratio of the litter. On the other hand,  $qCO_2$  and dehydrogenase presented higher values in intensely cultivated soil, such as agricultural and clear cut areas. In the case of extracellular enzymes, most of them presented higher activity in areas with native arboreous species, suggesting that the quality and quantity of deposited organic residues may influence enzymatic dynamics. The arbuscular mycorrhizal fungi species richness, measured by Shannon's index, showed that areas with *A. angustifolia*, even showing less spore density, present higher species richness. Multivariate analyses based on attributes related to C and N cycles indicated that areas with native arboreous species had higher similarity with the reference area (native forest). *Pinus* and agricultural areas presented differences in comparison to areas with native arboreous species. The agricultural area was also different from *Pinus* reforestation area, although it tends to be more related to the *Pinus* reforestation after cutting the trees.

**Keywords:** Soil quality. Cycle biochemistry. Microbial activity. Bioindicators.

## SUMÁRIO

|   |    |
|---|----|
| <b>1 INTRODUÇÃO</b> .....   | 7  |
| <b>2 OBJETIVOS</b> .....  | 9  |
| <b>3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....  | 10 |
| 3.1 ECOSISTEMA E CARACTERIZAÇÃO REGIONAL .....  | 10 |
| 3.2 MANEJO E QUALIDADE DO SOLO .....  | 11 |
| 3.3 BIOINDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO .....   | 12 |
| 3.4 GRUPOS FUNCIONAIS DE MICRORGANISMOS DO SOLO .....   | 14 |
| 3.5 MATÉRIA ORGÂNICA E BIOMASSA MICROBIANA.....   | 17 |
| 3.6 RESPIRAÇÃO DO SOLO E ATIVIDADE MICROBIANA.....  | 21 |
| 3.7 REFERÊNCIAS.....  | 23 |
| <b>4 ARTIGO 1 – ALTERAÇÕES EM ATRIBUTOS RELACIONADOS AO<br/>CARBONO EM LATOSSOLO SOB DIFERENTES USOS E<br/>COBERTURAS VEGETAIS</b> .....              | 33 |
| 4.1 INTRODUÇÃO .....  | 34 |
| 4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....   | 36 |
| 4.3 RESULTADOS .....  | 40 |
| 4.4 DISCUSSÃO .....   | 44 |
| 4.5 REFERÊNCIAS.....  | 51 |
| <b>5 ARTIGO 2 – ALTERAÇÕES EM ATRIBUTOS RELACIONADOS AO<br/>NITROGÊNIO E FÓSFORO EM LATOSSOLO SOB DIFERENTES USOS<br/>E COBERTURAS VEGETAIS</b> ..... | 55 |
| 5.1 INTRODUÇÃO .....  | 56 |
| 5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....   | 58 |
| 5.3 RESULTADOS .....  | 61 |
| 5.4 DISCUSSÃO .....   | 66 |
| 5.5 REFERÊNCIAS.....  | 71 |
| <b>6 CONCLUSÕES GERAIS</b> .....  | 75 |

## 1 INTRODUÇÃO

Distúrbios ocasionados pela ação antrópica no ambiente vêm causando preocupações cada vez maiores, o que leva a busca por indicadores que apresentem capacidade e sensibilidade para medir e avaliar atributos e processos que interfiram no equilíbrio dos ecossistemas. Alterações causadas no ambiente geralmente agridem o solo, a base dos ecossistemas terrestres. O solo é um sistema dinâmico onde fatores de natureza física, química e biológica interagem continuamente. Todos esses fatores, principalmente as transformações microbianas relacionadas aos ciclos biogeoquímicos e as diferentes reações químicas, podem ser alteradas de acordo com os tipos de uso e manejo adotados.

No solo de ambientes naturais, especialmente nas regiões tropicais e subtropicais, habita uma grande diversidade de microrganismos como bactérias, fungos, protozoários e algas. Estes organismos variam sua atividade e densidade de acordo com as condições edafo-climáticas, como tipo de solo, conteúdo de matéria orgânica, pH, composição química, temperatura, aeração entre outros fatores, assim como a competição entre si. Com as crescentes modificações causadas pelo homem ao ambiente terrestre, as condições edafoclimáticas sofrem distúrbios cada vez mais visíveis, o que afeta diretamente ou indiretamente o solo. Entre estas modificações, as causadas pelo manejo inadequado do solo e intensiva exploração florestal aumentam o saldo de distúrbios quantitativos e qualitativos sobre a comunidade microbiana do solo. Em especial, a substituição de áreas nativas por plantio de espécies exóticas para fim comercial ou reflorestamento, além das conversões para uso agrícola, podem causar conseqüências imprevistas quanto à conservação dos ambientes e à qualidade do solo. Desta maneira, a sensibilidade dos microrganismos frente a interferências antrópicas os condiciona a promissores indicadores de alterações e distúrbios do solo e, conseqüentemente do ecossistema, pois relacionam aspectos envolvidos nos ciclos biogeoquímicos do C, N e P no solo que podem auxiliar na interpretação de distúrbios ocasionados pelas formas de uso e manejo do solo.

Os microrganismos estão diretamente relacionados à ciclagem de nutrientes e às transformações da matéria orgânica do solo. Esta atividade biológica é essencial ao funcionamento dos ecossistemas terrestres, uma vez que todos os membros da base da cadeia alimentar, os vegetais, dependem do solo como fonte de nutrientes, que por sua vez são reciclados biologicamente no solo.



O desmatamento e a degradação geralmente causam alterações que afetam processos microbianos relacionados ao fluxo energético e ciclos biogeoquímicos como os do carbono, nitrogênio e fósforo. Dessa maneira, solos sob ecossistemas nativos, degradados e cultivados, diferem na composição da comunidade microbiana. Essas diferenças podem ocorrer por vários motivos, como, diferenças quantitativas e qualitativas dos resíduos orgânicos que retornam ao solo, aplicação de produtos xenobiontes (fertilizantes e pesticidas) empregados na agricultura, revolvimento do solo, compactação, ressecamento devido à exposição do solo ao sol e vento. Já em solos sob mata, as perdas de nutrientes são menores quando comparadas a solos sob campos cultivados, decorrente da maior diversidade florística, da melhor cobertura do solo e da maior quantidade de biomassa microbiana, a qual constitui a reserva viva de nutrientes do solo.

A avaliação de grupos funcionais de microrganismos, atividade enzimática, respirometria, biomassa microbiana de carbono e nitrogênio, taxa de mineralização de nitrogênio, entre outros processos microbianos, auxiliam no entendimento dos efeitos da ação antrópica sobre a dinâmica do carbono e nutrientes, que por sua vez influencia na sustentabilidade do ambiente. Assim, a compreensão dos processos biológicos do solo e a sua utilização conjunta como indicadores de estresse em ambientes nativos, reflorestados e agrícolas podem auxiliar na avaliação do uso de metodologias a serem aplicadas visando à promoção de ecossistemas sustentáveis.

## 2 OBJETIVOS

Este trabalho teve como objetivo avaliar as alterações em parâmetros microbiológicos e bioquímicos relacionados aos ciclos do carbono, nitrogênio e fósforo em solo sob diferentes coberturas vegetais e uso (remanescentes de Floresta Ombrófila Mista, plantação comercial de *P. elliotii*, corte raso de *P. elliotii*, reflorestamento com *A. angustifolia*, floresta secundária e área agrícola com culturas anuais) no município de Guarapuava – PR.

### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 ECOSISTEMA E CARACTERIZAÇÃO REGIONAL

Ecossistema é a unidade funcional básica da ecologia, uma vez que inclui tanto organismos, ou seja, comunidade biótica, quanto o ambiente abiótico, que interagem de maneira necessária para a promoção da vida na Terra. Este nível de organização deve ser bem entendido para que a sociedade inicie a implementação de soluções mais abrangentes frente a problemas que ocorrem devido à ação antrópica em sistemas ecológicos, a qual vem ocasionando alterações drásticas no bioma e biosfera (ODUM, 1988).

A grande extensão territorial brasileira abriga diversas regiões fitoecológicas. Dentre elas está a Floresta Ombrófila Mista, bioma que segundo Klein (1960) apresenta ocorrência preferencial na região Sul do Brasil e tem como característica inconfundível a presença da espécie *A. angustifolia*. Segundo Nutto (2001), a região de ocorrência natural da espécie limita-se entre as latitudes de 15° e 30° sul, e longitude de 43° e 57° oeste, com maior distribuição nos Estados de Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná, e menores áreas na Argentina e nos Estados de São Paulo, Minas Gerais e Rio de Janeiro.

No território paranaense, o tipo de vegetação mais representativa era a Floresta Ombrófila Mista, que ocupava uma área aproximadamente de 7.378.000 ha (37% do território do Paraná) (MAACK, 1981). Contudo, atualmente, existe somente 0,8% de seus remanescentes naturais, que se encontram fragmentados nos três planaltos do Estado (FUPEF, 2001).

O grande desmatamento dessas florestas, devido ao valor comercial das araucárias, além da crescente expansão da agricultura, são fatores que levaram ao decréscimo deste bioma no território nacional, que desde a metade do século passado é severamente explorado. Além disso, a crescente utilização do solo para fins de plantio comercial de espécies exóticas (*Pinus* e eucalipto) agravam mais a destruição destes ecossistemas. A utilização de espécies exóticas é decorrente ao seu maior crescimento, apresentando maior lucratividade em solos de baixa fertilidade natural quando comparadas às espécies nativas. Estas conversões de áreas nativas para outros fins podem ocasionar severos distúrbios no solo,

acarretando em alterações no estoque e ciclagem de carbono e nutrientes (MURTY et al., 2002), assim como em toda a cadeia trófica dos ecossistemas.

### **3.2 MANEJO E QUALIDADE DO SOLO**

A exploração de ecossistemas naturais perturba o equilíbrio estabelecido ao longo do tempo, levando a mudanças nos ciclos biogeoquímicos (BADIANE et al., 2001) e cadeia trófica. De acordo com Chen et al. (2003), um ecossistema sustentável, seja agrícola ou natural, depende do fluxo de nutrientes através dos níveis tróficos, os quais são mediados principalmente por microrganismos, que transformam a matéria orgânica do solo. Porém, quando esse ecossistema é alterado, como é o caso da agricultura, um novo equilíbrio é estabelecido (LEMENIH et al., 2005).

A retirada da cobertura vegetal e o uso do solo causam alterações de alguns processos microbianos relacionados ao fluxo de nutrientes e carbono (MURTY et al., 2002; IZQUIERDO et al., 2005). O fornecimento de carbono e energia através de exsudatos das raízes e restos vegetais, assim como a manutenção da comunidade biológica do solo são propriedades de grande relevância referentes à cobertura vegetal (PASCUAL et al., 2000). Estudos em áreas desmatadas indicam que a vegetação tem influência direta na comunidade microbiana, uma vez que a eliminação da vegetação nativa causa grande queda da biomassa microbiana de carbono (CERRI et al., 1985; CAMPOS, 1998), o que é proporcional à diminuição na quantidade do carbono orgânico que retorna ao solo. Desta maneira, a retirada da cobertura florística resulta tanto em alterações na comunidade microbiana quanto na temperatura do solo, disponibilidade de água, erosão e mudanças nos teores de matéria orgânica.

O solo representa um ambiente altamente heterogêneo, constituído de diferentes frações (areia, silte, argila e matéria orgânica) que promovem variados habitats para os organismos (GARBEVA et al., 2004), tendo na sua preservação uma das principais bases da sustentabilidade ambiental. Em especial, os microbiologistas vêm investigando o papel da diversidade microbiana na estabilidade dos ecossistemas desde 1960 (HARRISON et al., 1968), porém, este interesse aumentou atualmente, não somente pela importância econômica referente à produção de alimentos pela agricultura, mas também no sentido de relacionar os efeitos que a microbiota do solo tem sobre a funcionalidade e resiliência ecológica, ou seja, a

capacidade de um sistema ecológico em superar um distúrbio, causado pelas diversas formas de uso e manejo do solo (REBER, 1992; KENNEDY, 1998; GARBEVA et al., 2004; BASTIDA et al., 2006).

Refere-se como qualidade do solo a capacidade deste em sustentar a produtividade biológica dentro das fronteiras do ecossistema, mantendo o equilíbrio ambiental e promovendo a saúde de plantas, animais e do próprio ser humano (DORAN et al., 1996; SPOSITO; ZABEL, 2003). A qualidade de qualquer solo depende da sua natureza, que é função dos fatores de formação e da interferência antrópica relacionada ao uso e manejo (GREGORICH et al., 1994). Avanços na agricultura, incluindo o uso de fertilizantes sintéticos e defensivos químicos, plantas geneticamente modificadas, além de práticas culturais inadequadas causam alterações nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, levando a alteração no equilíbrio inicialmente existente, o que leva à necessidade de interferências externas (LANNA, 2005). Solos sob intenso cultivo e exploração correm mais risco de serem degradados, o que pode levar à baixa capacidade de restabelecimento da cobertura vegetal. Além disso, se estratégias de recuperação não forem estabelecidas, a degradação desses solos pode se intensificar. Segundo Hungria et al. (1995), sistemas de manejo de solo que permitam a manutenção ou incremento dos teores de matéria orgânica do solo podem melhorar as suas propriedades físicas, químicas e biológicas, favorecendo a comunidade microbiana. Neste contexto, plantio direto, integração lavoura-pecuária e sistemas agroflorestais são alternativas para a recuperação da fertilidade dos solos degradados no âmbito agrícola (KLUTHCOUSKI et al., 2003).

Para avaliação da qualidade do solo, faz-se necessário selecionar algumas de suas propriedades que são consideradas como atributos indicadores (DORAN; PARKIN, 1994), apresentando sensibilidade às variações do manejo e que sejam correlacionadas com as funções desempenhadas pelo solo.

### **3.3 BIOINDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO**

A degradação da qualidade do solo pelo cultivo ocorre por processos erosivos, redução dos teores de matéria orgânica, perda de nutrientes, compactação do solo, redução da comunidade microbiana, de atividades enzimáticas e aumento da acidificação (STABEN et al., 1997). Já em ambientes não agrícolas, o solo é alterado em virtude do

desmatamento, remoção da camada superficial do solo e intenso revolvimento (SAWADA, 1996), com impacto negativo na microbiota do solo e seus processos (MELLONI et al., 2006).

Neste contexto, para monitorar a qualidade do solo faz-se necessária a utilização de indicadores ambientais. Definem-se indicadores como atributos que medem ou refletem o “status” ambiental ou a condição de sustentabilidade do ecossistema. Dessa maneira, o uso de indicadores de qualidade do solo permite monitorar os efeitos de seu uso e manejo como um corpo vivo, e para tal, esses indicadores devem ter capacidade e sensibilidade para medir e avaliar atributos e processos do solo que interfiram na promoção das formas de vida que dele dependem (DUMANSKI; PIERI, 2000).

A grande maioria dos estudos de qualidade do solo baseia-se em indicadores físicos e químicos (PARR; PAPENDICK, 1997). Porém, essas propriedades apresentam mudanças muito lentas, sendo necessárias mais análises ao longo do tempo para demonstrar algum resultado significativo (DICK; TABATABAI, 1993). Além disso, essas propriedades são afetadas diretamente pelos processos bióticos, destacando a importância dos microrganismos e seus processos no funcionamento e equilíbrio dos ecossistemas. Desta maneira, o uso de índices de qualidade de solo baseados em indicadores biológicos vêm sendo utilizados para avaliar os efeitos da ação humana sobre os componentes biológicos em diversos ecossistemas (VARGAS; SCHOLLES, 2000; VELASQUEZ et al., 2007). Esses indicadores têm a finalidade de verificar a ação de elementos contaminantes, provenientes de xenobiotes e resíduos orgânicos, assim como o manejo do solo sobre a atividade e comunidade microbiana (FORTES NETO, 2000; FERNANDES; BETTIOL, 2003).

Os microrganismos, assim como seus processos, são sensíveis a distúrbios do ambiente. Desta maneira, quando utilizados como bioindicadores de qualidade do solo, apresentam informações precisas e imediatas referentes a pequenas alterações no solo, relacionando a resposta de organismos vivos a mudanças no ambiente onde estão (DICK; TABATABAI, 1993). Os microrganismos são responsáveis pela mineralização e transformação de resíduos orgânicos, ciclagem de nutrientes e fluxo de energia no solo, exercendo influência tanto na transformação da matéria orgânica, quanto no estoque de carbono e nutrientes (JENKINSON; LADD, 1981; JENKINSON, 1988; HAYNES; BEARE, 1996; GREGORICH et al., 1997). Além disso, a comunidade microbiana é de grande importância para a manutenção da funcionalidade do solo em ambientes naturais e agrícolas, devido ao envolvimento nos processos de estruturação e agregação do solo, remoção de

toxinas, associações simbióticas com as raízes das plantas, assim como sua atuação nos ciclos do carbono, nitrogênio, fósforo, enxofre, entre outros (VAN ELSAS; TREVORS, 1997), ao mesmo tempo em que apresentam papel chave na supressão de doenças em plantas, favorecendo o estabelecimento e manutenção da vegetação (DORAN et al., 1996; ABAWI; WIDMER, 2000).

Dessa forma, a atividade microbiana influencia diretamente a estabilidade e fertilidade do solo nos ecossistemas, apresentando-se como indicadora sensível do estresse que um ambiente pode estar sofrendo. Por sua vez, as propriedades microbiológicas e bioquímicas do solo, como a biomassa microbiana, atividade enzimática e respiração basal podem ser utilizadas na avaliação do impacto de diferentes atividades antrópicas no solo, servindo como ferramentas para orientar o planejamento de práticas de manejo e uso do solo (TURCO et al., 1994; BADIANE et al., 2001; DINESH et al., 2003).

### **3.4 MATÉRIA ORGÂNICA E BIOMASSA MICROBIANA**

A matéria orgânica do solo é originada de processos microbianos de degradação e síntese a partir de material orgânico de origem vegetal, animal e microbiana (IZQUIERDO et al., 2005). Ela contribui na sustentação da comunidade microbiana e fauna do solo, que por sua vez promovem o processo de mineralização, ou seja, a transformação de formas orgânicas de nutrientes para formas minerais, formação de agregados e incorporação da matéria orgânica no solo (LAVELLE, 1997).

A matéria orgânica do solo é a principal fonte de carbono e energia para os microrganismos e também é fonte de nutrientes para as plantas. É responsável por significativa porção da capacidade de troca de cátions do solo, principalmente nos solos tropicais altamente intemperizados, além de aumentar a capacidade de retenção de água e a estabilidade de agregados do solo. Sendo assim, a incorporação de matéria orgânica ao solo reduz sua densidade global e, conseqüentemente aumenta a porosidade total, apresentando um efeito positivo no crescimento vegetal (IZQUIERDO et al., 2005).

Conforme as condições edafoclimáticas, a velocidade de decomposição da serrapilheira varia de acordo com os teores de lignina, polifenóis, celulose, carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre, dentre outros componentes (Monteiro e Gama-Rodrigues, 2004). A decomposição dos resíduos orgânicos (fitomassa e zoomassa) constitui um processo

biológico em que parte do carbono é reciclada para a atmosfera na forma de  $\text{CO}_2$ , o nitrogênio pode se tornar disponível como  $\text{NH}_4^+$  e depois convertido a  $\text{NO}_3^-$ , enquanto outros elementos como o P e S e vários micronutrientes podem ser transformados em formas que são absorvidas pelas plantas (ORJUELA, 1989). Apenas uma pequena porção desse carbono é estabilizada na forma humificada, a qual ainda é fonte de C e nutrientes, mas cuja taxa de mineralização é menor. Neste sentido, a decomposição da matéria orgânica do solo é regulada por três fatores, que estão intimamente ligados: i) composição da comunidade biológica do solo, ii) qualidade do material orgânico depositado e, iii) as condições físicas e químicas do ambiente (clima e características edáficas) (SWIFT et al., 1979; HAAG, 1985).

Visto que a matéria orgânica do solo está intimamente ligada com o carbono orgânico, que por sua vez pode contribuir para o aumento dos níveis de  $\text{CO}_2$  atmosférico e mudanças climáticas (LAL, 2004) caso seja oxidado, existe um grande interesse em elucidar mecanismos para estabilização da matéria orgânica no solo (LUTZOW et al., 2008; LEINWEBER, 2008). O saldo do carbono orgânico no solo depende do aporte de resíduos vegetais e da atividade de microrganismos e fauna edáfica sobre esse material num determinado período. Análises comparativas entre estoques de matéria orgânica de florestas tropicais e temperadas mostraram quantidades semelhantes de carbono orgânico total nesses ecossistemas. Contudo, em áreas de florestas temperadas, mais da metade do estoque de carbono está situado na serrapilheira e no solo, enquanto em florestas tropicais, grande parte está incorporada na biomassa vegetal (ODUM, 1988). Esta análise sugere intensa atividade microbiana e da fauna do solo e elevada taxa de decomposição da serrapilheira em florestas tropicais.

Alterações decorrentes de atividades agrícolas causam diminuição no aporte de resíduos orgânicos e no teor de matéria orgânica do solo ao longo do tempo (RIFFALDI et al., 2002). Já em ecossistemas naturais existe um equilíbrio dinâmico entre a taxa de entrada e a taxa de decomposição do material orgânico, promovendo mineralização de nutrientes contidos nos resíduos orgânicos. Em estudo com áreas florestais e agrícolas na Nigéria, Spaccini et al. (2001) observaram valores de carbono orgânico total 50 a 75% menores nas áreas agrícolas em comparação com áreas sob floresta. Neste contexto, Santos et al. (2004) avaliaram o teor de carbono orgânico em solo sob diferentes sistemas de manejo e encontraram maiores teores em plantio direto e área natural, contrariamente ao plantio convencional, com os menores teores. Bastida et al. (2006) verificaram que mesmo 15 anos após o desmatamento e início da regeneração da cobertura vegetal, as atividades microbianas



e bioquímicas no solo foram menores em relação às encontradas na área não desmatada, o que foi atribuído à menor entrada de resíduos orgânicos na área desmatada. Em adição, solo coberto por floresta secundária em regeneração há vinte anos apresentaram níveis de matéria orgânica inferiores aos encontrados em floresta nativa em Londrina, no Paraná (NOGUEIRA et al., 2006).

A biomassa microbiana do solo é considerada a fração viva da matéria orgânica, composta por bactérias, fungos e protozoários (MOREIRA; MALAVOLTA, 2004) constituindo, em média, entre 1 a 4% do C total do solo e de 3 a 5% do N (FERREIRA et al., 2007; SCHLOTTER et al., 2003). Além de armazenadora de nutrientes, a biomassa microbiana é considerada bioindicadora da qualidade do solo devido a sua atuação na formação e na estabilização de agregados e ciclagem de nutrientes, podendo atuar como dreno de nutrientes, por meio da imobilização, ou como fonte, por meio da mineralização (HATCH et al., 2000). Além disso, atua como substrato para processos enzimáticos no solo, promovendo a sustentabilidade biológica e produtividade nos ecossistemas (SCHLOTTER et al., 2003; TEMPLER et al., 2003).

As bactérias e os fungos são responsáveis por cerca de 90% da atividade da biomassa microbiana (SIQUEIRA, 1994), sendo as bactérias as mais abundantes e com maior diversidade entre as espécies, apresentando elevada capacidade de degradação de diferentes substratos no solo. Em contrapartida, os fungos são os principais constituintes em massa seca, compondo aproximadamente 70% da matéria seca da biomassa microbiana (BRANDÃO, 1992).

Como parâmetro ecológico, a avaliação da biomassa microbiana permite obter informações rápidas sobre mudanças nas propriedades orgânicas do solo, detectar mudanças causadas por cultivos ou desmatamentos, avaliar o efeito de práticas empregadas na recuperação de solos degradados, além de avaliar o impacto de poluentes como metais pesados e pesticidas, entre outros (FRIGHETTO, 2000).

A cobertura vegetal influencia diretamente a biomassa microbiana, uma vez que em áreas com maior diversidade da cobertura vegetal e entrada de resíduos orgânicos há menor variação de temperatura e umidade no solo, com menos impacto à comunidade microbiana. Outro fator relevante é o não revolvimento do solo destas áreas, que além de favorecer a preservação das hifas fúngicas, e menor exposição ao ressecamento e raios solares, resulta em maior presença de raízes, as quais aumentam a entrada de substratos no sistema, via exsudatos radiculares. O somatório desses fatores favorece maiores níveis de

biomassa microbiana em áreas nativas, principalmente quando comparadas com áreas de reflorestamento e cultivadas (MATSUOKA et al., 2003; NOGUEIRA et al., 2006).

Solos que mantêm um alto conteúdo de biomassa microbiana são capazes não somente de estocar, mas também de ciclar mais nutrientes no sistema (STENBERG, 1999). Rutigliano et al. (2004) avaliaram solos sob diferentes coberturas vegetais em diferentes estádios sucessionais, com e sem introdução de espécie exótica (*Pinus pinea*), e observaram que a introdução da espécie exótica diminuiu a biomassa e a atividade microbiana do solo. Este resultado foi atribuído à qualidade dos resíduos da planta, que apresentam alta relação C/N e alta concentração de lignina, dificultando a degradação, o que influenciou na biomassa microbiana.

Desta maneira, a avaliação do carbono e nitrogênio da biomassa microbiana, assim como a razão C/N da biomassa microbiana do solo, são índices úteis para auxiliar e monitorar as transformações da matéria orgânica do solo.

### **3.5 RESPIRAÇÃO DO SOLO E ATIVIDADE MICROBIANA**

Moreira e Siqueira (2002) definem a atividade microbiológica como toda reação catalisada pelos microrganismos do solo, refletindo o estado fisiológico de células ativas, podendo ser dividida em atividades gerais e específicas. As atividades gerais são aquelas provenientes de todos ou quase todos os microrganismos do solo como, por exemplo, a respiração, representando a atividade microbiana total do solo. Já as específicas são mediadas por grupos específicos de microrganismos, como por exemplo, a atividade de determinadas enzimas.

Segundo Nannipieri (1984), a atividade microbiana é utilizada como uma maneira de melhor entender os processos de mineralização e visualizar mais profundamente a intensidade dos fluxos de energia no solo. Por sua vez, as atividades de algumas enzimas e a respiração basal dos microrganismos podem ser relacionadas com a biomassa microbiana do solo e auxiliam na interpretação da condição funcional da biomassa microbiana total (MATSUOKA et al., 2003). Em termos de atividade microbiana, vários parâmetros podem ser utilizados, como a respiração basal, microrganismos celulolíticos, proteolíticos e atividades enzimáticas como a desidrogenase, urease, fosfatase, etc. (DE-POLLI; GUERRA; 1997).

A respirometria é um método que determina a quantidade de carbono mineralizado na forma de CO<sub>2</sub>, em virtude da decomposição da matéria orgânica por microrganismos quimiorranotróficos aeróbios do solo. Este método permite verificar se as condições climáticas, o manejo do solo e a presença de elementos poluentes (pesticidas e metais pesados) influenciam a atividade microbiana durante a oxidação e a mineralização do carbono no solo (MURTY et al., 2002; SILVEIRA et al., 2004). Este atributo apresenta grande potencial como indicador da qualidade de solos em áreas degradadas (KENNEDY; SMITH, 1995; PARKIN et al., 1996; ARAÚJO; MONTEIRO, 2006), o qual diminui com a profundidade do solo, correlacionando-se significativamente com o conteúdo de matéria orgânica e os outros indicadores microbiológicos.

Ecosistemas em distúrbios tendem a se tornarem fontes de CO<sub>2</sub> decorrente do aumento da taxa de decomposição e da interrupção ou diminuição da entrada de resíduos orgânicos (ANDERSON; DOMSCH, 1985; RESCK et al., 2000). Atividades antropogênicas vêm alterando consideravelmente os estoques de carbono do solo, devido à conversão de floresta em áreas agrícolas, o que conseqüentemente diminui o aporte de carbono ao solo e eleva à emissão de CO<sub>2</sub> para a atmosfera (MURTY et al., 2002), contribuindo para aumentar o efeito estufa.

Contudo, a interpretação dos resultados da respirometria deve ser realizada com cautela, pois altos valores nem sempre indicam condições desejáveis, podendo significar, em curto prazo, mineralização de nutrientes para as plantas, mas ao longo prazo, perda de carbono orgânico do solo para a atmosfera (PARKIN et al., 1996). Neste sentido, Anderson e Domsch (1993) propuseram a determinação do quociente metabólico ( $qCO_2$ ), que é definido pela relação entre a quantidade de CO<sub>2</sub> produzida por unidade de carbono da biomassa microbiana por unidade de tempo. Este índice revela a eficiência da biomassa microbiana em utilizar o carbono disponível para a biossíntese, sendo sensível indicador para estimar a atividade biológica e qualidade de substratos em variados ecossistemas (SAVIOZZI et al., 2002). O uso desse indicador está baseado na teoria de sucessão ecológica proposta por Odum (1969), na qual o  $qCO_2$  decai durante a sucessão ou durante a regeneração ocasionada por um distúrbio, uma vez que no estado sucessional clímax a comunidade microbiana do solo se tornaria mais eficiente em conservar carbono. Contudo, nem sempre o  $qCO_2$  segue esse padrão, e ao mesmo tempo em que fornece um índice de eficiência metabólica microbiana, também possui limitações em se tratando dos confusos efeitos causados por estresse e distúrbio na comunidade microbiana de solos degradados e em recuperação.

Altos valores de  $q\text{CO}_2$  podem indicar que i) há grande quantidade de substratos orgânicos de fácil degradação, ou que ii) a comunidade microbiana se encontra em condição de estresse metabólico e apresenta baixa eficiência na obtenção de energia para a manutenção celular, precisando respirar mais para manter a mesma unidade de biomassa (ANDERSON; DOMSCH, 1993). Dinesh et al. (2003) encontraram valores elevados de  $q\text{CO}_2$  em solos florestais em relação a solos agrícolas, decorrente da maior quantidade de substrato orgânico que retorna ao solo florestal que é ativamente degradado pela comunidade microbiana, demonstrando uma maior demanda energética em comparação com as áreas cultivadas. Segundo Insam (1990), solos que recentemente receberam substratos orgânicos de fácil degradação apresentam predomínio de microrganismos estrategistas *r*, de poucas espécies e com altas taxas de crescimento. Esses microrganismos apresentam maior produção de  $\text{CO}_2$  por unidade de biomassa que os denominados estrategistas *K*, que compreendem mais espécies, porém com menores taxas de crescimento, que acabam prevalecendo nos solos de ambientes estáveis. Sendo assim, a interpretação do  $q\text{CO}_2$  deve ser cautelosa e integrada com os dados de biomassa microbiana, respirometria e também com análises de enzimas que reflitam o estado metabólico dos microrganismos do solo como a desidrogenase.

A enzima intracelular desidrogenase é utilizada como indicadora da atividade microbiológica no solo (NANNIPIERI et al., 1990), sendo responsável por reações de transferência de energia através da cadeia transportadora de elétrons (BASTIDA et al., 2006), refletindo assim a atividade oxidativa da biomassa microbiana. Lizarazo et al. (2005) observaram que a adição de húmus ao solo aumentou a atividade da desidrogenase, provavelmente pelo estímulo à comunidade microbiana. Neste contexto, Riffaldi et al. (2002) observaram diminuição na atividade da desidrogenase em solos cultivados intensamente em comparação com área de pasto não degradado. Pascual et al. (2000) avaliaram a atividade da desidrogenase em solos intensamente cultivados e não cultivados há vários períodos. Observaram que as menores atividades ocorreram em solos abandonados há maior tempo, comparadas aos solos abandonados há menos de 10 anos.

As atividades microbianas do solo são intermediadas por enzimas intracelulares, como visto acima, mas também por enzimas extracelulares. Estas últimas podem mesmo após a lise celular, continuarem ativas no solo, adsorvidas aos colóides minerais ou imobilizadas em complexos húmicos (BODY; MORTLAND, 1990; BADIANE et al., 2001; NADEAU et al., 2007). As enzimas do solo são potenciais indicadoras de qualidade do solo, devido ao seu papel biológico e rápida resposta frente a distúrbios

ocasionados ao ambiente. Muitas são originadas de microrganismos, sendo importantes catalisadoras de inúmeras ações envolvidas na manutenção da vida dos microrganismos e dos ciclos biogeoquímicos (C, N, P), como a decomposição de resíduos orgânicos, ciclagem de nutrientes e formação da matéria orgânica.

As enzimas extracelulares, além de serem reguladas indiretamente pelo aumento da produção e secreção pelos microrganismos, podem também ser moduladas diretamente pelas condições físico-químicas do ambiente, tais como teor de carbono orgânico, nitrogênio total, fósforo disponível, força iônica, pH e umidade (AON; COLANERI, 2001; NAYAK et al., 2007).

Enzimas como amilase e celulase, relacionadas ao ciclo do C, atuam na hidrólise de amido e celulose (respectivamente) aos seus monômeros que são essenciais como fontes de energia e carbono para os microrganismos. Diferentes coberturas vegetais, com resíduos qualitativamente distintos (relação C/N, teor de celulose, teor de lignina, presença de resinas, monoterpenos, taninos, etc.), podem influenciar na atividade de celulases no solo. A atividade desta enzima pode variar tanto com a época do ano quanto com a qualidade da fonte de celulose. Isso indica que a atividade dessa enzima depende da qualidade do substrato sobre o qual atua (DOYLE et al., 2006).

Outras enzimas, atuantes no ciclo do N, como as asparaginases, glutaminases e urease são responsáveis pela mineralização do nitrogênio orgânico, disponibilizando-o para plantas e microrganismos na forma de  $\text{NH}_4^+$ . A urease catalisa a hidrólise da uréia, assim como a asparaginase atua na asparagina e a glutaminase na glutamina, formando assim o íon amônio ou amônia dependendo do pH do solo (TABATABAI; BREMNER, 1972; COOKSON, 1999). Através do processo de amonificação, ocorrerá a mineralização de compostos orgânicos a  $\text{NH}_4^+$  que, de acordo com as condições ambientais terá vários destinos, sendo possível ser imobilizado pelos microrganismos, absorvido pelos vegetais superiores, adsorvidos pelos minerais de argila, além de ser oxidado a nitrato, iniciando assim o processo de nitrificação (VICTORIA et al., 1992).

Enzimas relacionadas ao ciclo do fósforo, como as fosfatases, hidrolisam formas orgânicas de fósforo, liberando formas minerais para plantas e microrganismos (SPEIR; ROSS, 1978). De acordo com seu pH ótimo, as fosfatases são classificadas como ácidas (pH 6,5) ou alcalinas (pH 11). A fosfatase ácida é produzida tanto por microrganismos quanto por plantas, contudo, a atividade da fosfatase alcalina parece ser atribuída totalmente

aos microrganismos. A fosfatase ácida liberada pelas plantas é importante catalisadora na hidrólise das formas orgânicas de fósforo (RICHARDSON et al., 2005). Estudos de Chen et al. (2002) mostraram que a diminuição de P orgânico na rizosfera das plantas está associada com o aumento da atividade da fosfatase.

Devido às importantes funções biológicas que desempenham, as enzimas do solo podem ser utilizadas como indicadores de qualidade e diversidade funcional do solo, em que fatores como o uso, manejo, cobertura vegetal e a presença de substâncias xenobióticas influenciam suas atividades, podendo afetar os ciclos dos nutrientes e do carbono.

### **3.6 GRUPOS FUNCIONAIS DE MICRORGANISMOS DO SOLO**

Os grupos funcionais de microrganismos do solo estão presentes em diversos ambientes e interagem diretamente com as raízes das plantas, participando de seu crescimento e nutrição (MATSUMOTO et al., 2005).

Microrganismos são um dos indicadores mais sensíveis úteis em classificar sistemas degradados ou contaminados, uma vez que a diversidade pode ser afetada rapidamente em função de estresses no ecossistema. A diversidade microbiana compreende a variedade de espécies num ecossistema, bem como a variabilidade genética dentro de cada espécie (KENNEDY; SMITH, 1995). Segundo Turco et al. (1994), os índices de diversidade microbiana têm sido utilizados para descrever o estado das comunidades microbianas e o efeito das perturbações naturais ou antropogênicas.

A alta diversidade da microbiota do solo está geralmente associada à elevada estabilidade da comunidade microbiana, onde cada população desempenha papel funcional que determina a manutenção dos fluxos de matéria e de energia em cada nível trófico de um ecossistema. Já o estabelecimento de uma condição ambiental desfavorável poderia resultar na inibição de algumas populações que desempenham papéis vitais dentro da comunidade. Nesse caso, a existência de populações que desempenham um mesmo papel funcional (redundância funcional), mas que possuem diferentes exigências em relação aos fatores físicos, químicos e biológicos, asseguram que essas funções continuem a ser desempenhadas frente às variações no ambiente. Sendo assim, a grande diversidade de espécies dentro de um mesmo grupo funcional pode ser interpretada como um mecanismo de manutenção na continuidade dos processos biológicos, onde a perda de uma espécie seria

compensada pela presença de outras, que desempenhariam o mesmo nicho no sistema (KENNEDY, 1999). Perry et al. (1989) verificaram que organismos que ocupam um mesmo nicho possuem diferentes estratégias adaptativas em ambientes variados. Segundo esses autores, um solo com alta diversidade de organismos apresenta maior capacidade de manter os processos ecológicos em equilíbrio após um distúrbio. Essa capacidade é definida como resiliência e refere-se ao tamponamento biológico aos efeitos de alterações no sistema ecológico, resultando em maior capacidade de recuperação do ecossistema após um distúrbio.

Os microrganismos do solo podem ser classificados em grupos funcionais de acordo com os processos biológicos que realizam no ecossistema. Desta forma, são separados considerando a sua capacidade de transformar compostos orgânicos, assim como na utilização de formas inorgânicas. Assim, temos os grupos envolvidos na degradação de formas orgânicas do ciclo do carbono (e.g. amilolíticos e celulolíticos) e ciclo do nitrogênio (e.g. amonificadores e proteolíticos), além da utilização de formas inorgânicas relacionadas a ciclagem do N (fixadores de nitrogênio, desnitrificantes, nitratores e nitritadores) e ciclo do fósforo (e.g. solubilizadores de fosfato e fungos micorrízicos) (ANDRADE, 2004). Matsumoto et al. (2005) avaliaram a interação de grupos funcionais na rizosfera de espécies arbóreas nativas representativas de diferentes estádios sucessionais (pioneiras, secundárias iniciais, secundárias tardias e clímax) e observaram que enquanto os microrganismos amilolíticos não sofreram alterações nos diferentes grupos sucessionais vegetais, os celulolíticos apresentaram maior ocorrência na rizosfera de espécies secundárias iniciais. Isso indica que a composição da comunidade vegetal pode influenciar na prevalência ou supressão de determinados grupos funcionais de microrganismos no solo. A utilização de índices de diversidade pode funcionar como bioindicadora do efeito de estresses na comunidade microbiana (ATLAS, 1984), mas é limitada pelo desconhecimento da composição das espécies microbianas no solo, as quais são obtidas, normalmente, em meios de cultura.

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) destacam-se por formar associações simbiotróficas mutualísticas com as raízes da maioria das plantas. Os principais gêneros de FMAs são: Acaulospora, Entrophospora, Scutellospora, Gigaspora, Glomus, Archaeospora e Paraglomus (INVAM, 2008). Essa associação favorece a ciclagem de nutrientes e sua absorção pelas plantas, principalmente os nutrientes poucos móveis no solo como P, Zn e Cu, para a maioria das plantas. Desta maneira, esta associação pode ser importante na recuperação ou reabilitação de solos degradados, podendo contribuir na sobrevivência das espécies vegetais (MATIAS et al., 2001), no aumento da capacidade de

absorção e utilização de nutrientes (SMITH; READ, 1997), na absorção de água (LENY; KRIBUN, 1980), servido assim, como indicadores de distúrbios ocorridos devido as formas de uso e manejo do solo pela identificação da diversidade e densidade dos seus esporos. Os esporos são unidades biológicas em estado de quiescência que precisam ser ativados para desencadear os processos normais da biologia celular e as funções metabólicas que sustentam sua germinação e crescimento a fase filamentosa (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Dessa maneira, estes indicadores da qualidade do solo devem ser utilizados em conjunto com outros atributos físicos, químicos e biológicos, já que a funcionalidade e sustentabilidade dos diversos sistemas são governadas pela interação destes atributos.

### 3.7 REFERÊNCIAS

- ABAWI, G.S.; WIDMER, T.L. Impact of soil healthy management practices on soilborne pathogens, nematodes and root diseases of vegetable crops. **Applied Soil Ecology**. v.15, p.37-47. 2000.
- ANDERSON, T.H.; DOMSCH, K.H. Determination of eco-physiological maintenance requirements of soil microorganisms in dormant stage. **Biology and Fertility of Soils**, v.11, p. 81-89, 1985.
- ANDERSON, T.H.; DOMSCH, K.H. The metabolic quotient from CO<sub>2</sub> ( $q_{CO_2}$ ) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.25, p.393-395, 1993.
- ANDERSSON, M.; KJØLLER, A.; STRUWE, S. Microbial enzyme activities in leaf litter, humus and mineral soil layers of European forests. **Soil Biology and Biochemistry**, v.36, p.1527-1537, 2004.
- ANDRADE, G. Role of functional groups of microorganisms on the rhizosphere microcosm dynamics. In: VARMA A.; ABBOTT L.; WERNER, D.; HAMPP, R. (Eds.), **Plant Surface Microbiology**. Berlin: Springer-Verlag, p.51-69, 2004.
- AON, M.A.; COLANERI, A.C. II. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physico-chemical properties in an agricultural soil. **Applied Soil Ecology**, v.18, p.255-270, 2001.
- ARAÚJO, A.S.F.; MONTEIRO, R.T.R. Microbial biomass and activity in a Brazilian soil plus untreated and composted textile sludge. **Chemosphere**, Oxford, v.64, p.1043-1046, 2006.
- ATLAS, R.M. Use of microbial diversity measurements to assess environmental stresses. In: KLUG, M.J.; REDDY, C.A. **Current perspectives in microbial ecology**. Washington: American Society for Microbiology, p. 540-545, 1984.



BADIANE, N.N.Y.; CHOTTE, J.L.; PATE, E.; MASSE, D.; ROULAND, C. Use of soil enzyme activities to monitor soil quality in natural and improved fallows in semi-arid tropical regions. **Applied Soil Ecology**, v.18, p.229–238, 2001.

BASTIDA, F.; MORENO, J.L.; HERNÁNDEZ, T.; GARCÍA, C. Microbiological activity in a soil 15 years after its devegetation. **Soil Biology and Biochemistry**. v.38, p.2503-2507, 2006.

BODY, S.A.; MORTLAND, M.M. Enzyme interactions with clays and clay-organic matter complexes. In: BOLLAG, J.M.; STOTZKY, G. **Soil Biology and Biochemistry**, v.6, p.1-28, 1990.

BRANDÃO, E.M. Os componentes da comunidade microbiana do solo. In: CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo. Cap.1, p.1-15, 1992.

CAMPOS, D. C. **Influência da mudança do uso da terra sobre a matéria orgânica no município de São Pedro – SP**. Dissertação de Mestrado – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, p.83, 1998.

CERRI, C. C.; VOLKOFF, B.; EDUARDO, B. P. Efeito do desmatamento sobre a biomassa microbiana em Latossolo Amarelo da Amazônia. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.9, n.1, p. 1-4, 1985.

CHEN, C. R.; CONDRON, L. M.; DAVIS, M. R.; SHERLOCK, R. R. Phosphorus dynamics in the rhizosphere of perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.) and radiata pine (*Pinus radiata* D. Don.). **Soil Biology and Biochemistry**, v. 34, p. 487-499, 2002.

CHEN, G.; ZHU, H.; ZHANG, Y. Soil activities and carbon and nitrogen fixation. **Research in Microbiology**, v.154, p.393-398, 2003.

COOKSON, P. Special variation in soil urease activity around irrigated date palms. **Arid Soil Research and Rehabilitation**, v. 13, P.155–169, 1999.

DE-POLLI, H.; GUERRA, J.G.M. Determinação do carbono da biomassa microbiana do solo: Método da fumigação-extração. Seropédica: Embrapa-CNPAB, p.10, 1997 (Embrapa-CNPAB. Documentos, 37).

DICK, W.A., TABATABAI, M.A. Significance and potential uses of soil enzymes. In: Blain, F.J., (Ed.), **Soil Microbial Ecology Application in Agricultural and Environmental Management**. Marcel Dekker: New York, p.95–127, 1993.

DINESH, R.; GHOSHAL CHAUDHURI, S.; GANESHAMURTHY, A.N.; DEY, C. Changes in soil microbial indices and their relationships following deforestation and cultivation in wet tropical forests. **Applied Soil Ecology**, v.24, p.17-26, 2003.

DORAN, J.W.; PARKIN, T.B. Defining and assessing soil quality. In: DORAN, J.W.; COLEMAN, D.C.; BEZDICEK, D.F. e STEWART, B.A. (eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: Soil Science Society of America, p.3-22. 1994. (Publication Number, 35).

DORAN, J.W.; SARRANTONIO, M.; LIEBIG, M.A. Soil health and sustainability. **Advances in Agronomy**, v.56, p.2-54, 1996.

DOYLE, J.; PAVEL, R.; BARNES, G.; STEINBERGER, Y. Cellulase dynamics in a desert soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v.38, p.371-376, 2006.

DUMANSKI, J.; PIERI, C. Land quality indicators: research plan. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 81, p.155-162, 2000.

FERNANDES, S.A.P.; BETTIOL, W. **Efeito do lodo de esgoto na microbiota do solo**. Documento da Embrapa - CNFN, Jaguariúna, SP. 2003.

FERREIRA, E.A.B.; RESCK, D.V.S.; GOMES, A.C.; RAMOS, M.L.G. Dinâmica do carbono da biomassa microbiana em cinco épocas do ano em diferentes sistemas de manejo do solo no cerrado. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v.31 p.1625 – 1635, 2007.

FORTES NETO, P. **Degradação de biossólido incorporado ao solo avaliada através de medidas microbiológicas**. 2000. Tese de Doutorado. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo. 113p. Piracicaba.

FRIGHETTO, R.T.S. Análise da biomassa microbiana em carbono: método de fumigação extração. In: FRIGHETTO, R.T.S.; VALARINI, P.J. (Coords). **Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p.157-166, 2000. (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 21).

FUNDAÇÃO DE PESQUISAS FLORESTAIS DO PARANÁ. FUPEF. Conservação do bioma floresta com araucária. Relatório final – Diagnóstico dos remanescentes florestais. Curitiba: FUPEF, 2001. v 2.

GARBEVA, P.; VAN VEEN, J.A.; VAN ELSAS J.D. Microbial Diversity in Soil: Selection of Microbial Populations by Plant and Soil Type and Implications for Disease Suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, v.42, p.243–70, 2004.

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

GREGORICH, E.G., CARTER, M.R., DORAN, J.W., PANKHURST, C.E., DWYER, L.M., 1997. Biological attributes of soil quality. In: GREGORICH, E.G., CARTER, M.R. (Eds.), **Soil Quality for Crop Production and Ecosystem Health**. Amsterdam: Elsevier, pp.81–113.

HAAG, H. P. **Ciclagem de nutrientes em florestas tropicais**. Campinas: Fundação Cargil, 114p., 1985.

HARRISON, N.G.; ALLAN J.D.; COLWELL, R.K.; FUTUYMA, D.J.; HOWELL, J. The relationship between species diversity and stability: an experimental approach with protozoa and bacteria. **Ecology**, p.1091– 101, 1968.

HATCH, D.J.; LOVELL, R.D.; ANTIL, R.S.; JARVIS, S.C.; OWEN, P.M. Nitrogen mineralization and microbial activity in permanent pastures amended with nitrogen fertilizer or dung. **Biology and Fertility of Soils**, v.30, p.288-293, 2000.

HAYNES, R.J., BEARE, M.H., 1996. Aggregation and organic matter storage in meso-thermal, humid soils. In: CARTER, M.R.; STEWART, B.A. (Eds.) **Structure and Organic Matter Storage in Agricultural Soils**. Boca Raton: CRC Press, pp. 213–262.

HUNGRIA, M.; ANDRADE, D. de S.; COLOZZI-FILHO, A.; BALOTA, E. L.; SANTOS, J. C. F. Ecologia microbiana em solos sob cultivo na região sul do Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE MICROBIOLOGIA DO SOLO, 3; REUNIÃO DE LABORATORIOS PARA RECOMENDAÇÃO DE ESTIRPES DE RHIZOBIUM E BRADYRHIZOBIUM, 6., 1994, Londrina. Microbiologia do solo: desafios para o século XXI: anais. Londrina: IAPAR: EMBRAPA-CNPSo, 1995. p. 234–270.

INSAM, H. Are the soil microbial biomass and basal respiration governed by the climatic regime? **Soil Biology and Biochemistry**, v.22, p.525–532, 1990.

INVAM, 2008. **International Culture Collection of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi**. Disponível em: <<http://invam.caf.wvu.edu>> Acesso em: 15 jan. 2009.

IZQUIERDO, I.; CARAVACA, F. Ç; ALGUACIL, M.M.; HERNÁNDEZ, G.; ROLDAN,A. Use of microbiological indicators for evaluation success in soil restoration after revegetation of mining area under subtropical conditions. **Applied Soil Ecology**, v.30, p.3-10, 2005.

JENKINSON, D.S. Determination of microbial biomass carbon and nitrogen in soil. In: WILSON, J.B. (Ed.). **Advances in nitrogen cycling**. Wallingford: CAB International, p.368-386, 1988.

JENKINSON, D.S.; LADD, J.N. Microbial biomass in soil measurement and turnover. In: PAUL, E.A.; LADD, J.N. (Ed.). **Soil biochemistry**. New York: Dekker, v.5, 1981.

KENNEDY, A.; DORAN, J. Sustainable agriculture: role of microorganisms. In: BITTON, G. (Org.) **Encyclopedia of Environmental Microbiology**. New York: John Wiley e Sons, p. 3116-3126., 2002.

KENNEDY, A.C. Bacterial diversity in agroecosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.74, p.65-76, 1999.

KENNEDY, A.C. Microbial Diversity in Agroecosystem Quality. COLLINS, W.W.; QUALSET, C.O. **Biodiversity in agroecosystems**. New York: CRC Press, cap. 1, p.1-17., 1998.

KENNEDY, A.C.; SMITH, K.L. Soil microbial diversity and the sustainability. **Journal of Soil and Water Conservation**, v.50, n.3, p.243-348, 1995.

KLEIN, R. M. O aspecto dinâmico do pinheiro brasileiro. **Selowia**, n.12, p.17-44, 1960.

KLUTHCOUSKI, J.; STONE, L. F.; AIDAR, H. **Integração lavoura-pecuária**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, p.570, 2003.

LAL, R. Soil carbon sequestration impacts on global climate change and food security. **Science**, v.304, p.1623–1627. 2004.

LANNA, A. C. Prospecção do impacto ambiental de tecnologias agropecuárias. **Revista Anhangüera**, v.6, p.35-56, 2005.

LAVELLE, P. Fauna activities and soil processes: adaptative strategies that determine ecosystem function. **Advances in Ecological Research**, v.27, p.93-132, 1997.

LEINWEBER, P.; JANDL, G.; BAUMC.; ECKHARDT, K.U.; KANDELER E. Stability and composition of soil organic matter control respiration and soil enzyme activities. **Soil Biology and Biochemistry**, v.40, p.1496–1505, 2008.

LEMENIH, M.; KARLTUN, E.; OLSSON, M. Assessing soil chemical and physical property responses to deforestation and subsequent cultivation in smallholders farming system in Ethiopia. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.105, p.373–386, 2005.

LENY, Y.; KRIBUN, J. Effect of vesicular-arbuscular mycorriza on *Citrus jambhiri* water relation recovery from water stress. **New Phytologist**, Cambridge, Grã-Bretanha, v.85, p.25-31, 1980.

LIZARAZO, L. M.; JORDÁ, J. D.; JUÁREZ .M.; SÁNCHEZ-ANDREU, J. Effect of humic amendments on inorganic N, dehydrogenase and alkaline phosphatase activities of a Mediterranean soil. **Biology and Fertility of Soils**, v.42, p.172–177, 2005.

LUTZOW, M.V., KOGEL-KNABNER, I., LUDWIG, B., MATZNER, E., FLESSA, H., EKSCHMITT, K., GUGGENBERGER, G., MARSCHNER, B., KALBITZ, K. Stabilization mechanisms of organic matter in four temperate soils: development and application of a conceptual model. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v.171, 111–124, 2008.

MAACK, R. **Geografia física do estado do Paraná**. 2ed. Rio de Janeiro: José Olympio, 1981, 450p.

MATSUMOTO, L.S.; MARTINES, A.M.; AVANZI, M.A.; ALBINO, U.B.; BRASIL, C.B.; SARIDAKIS, D.P.; RAMPAZO, L.G.L.; ZANGARO, W.; ANDRADE, G. Interactions among functional groups in the cycling of carbon, nitrogen and phosphorus in the rhizosphere of three successional species of tropical woody trees. **Applied Soil Ecology**, v.28, p.57-65, 2005.

MATSUOKA, M.; MENDES, I.C.; LOUREIRO, M.F. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas anuais e perenes na região de Primavera do Leste, (MT). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.24, p.425-433, 2003.

MELLONI, R.; MOREIRA, F.M.S.; NÓBREGA, R.S.A.; SIQUEIRA, J.O. Eficiência e diversidade fenotípica de bactérias diazotróficas que nodulam caupi (*Vigna unguiculata* L. Walp) e feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) em solos de mineração de bauxita em reabilitação. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.30, n.2, p.235-246, 2006.

MELLONI, R. NÓBREGA, R.S.A.; SIQUEIRA, J.O. et al. Microbiologia de solos de mineração de bauxita reabilitados: 1. Potencial de inóculos e eficiência de fungos MAS. In: FERTBIO 2000: Biodinâmica do Solo, 2000, Santa Maria - RS. **Anais...** Santa Maria: UFSM, 2000. p. 746-748.

MONTEIRO, M. T.; GAMA-RODRIGUES, E. F. Carbono, nitrogênio e atividade da biomassa microbiana em diferentes estruturas de serrapilheira de uma floresta natural. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.28, 819-826, 2004.

MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. Dinâmica da matéria orgânica e da biomassa microbiana em solo submetido a diferentes sistemas de manejo na Amazônia Ocidental. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.39, n.11, p.1103-1110, 2004.

MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, 2002. 625p.

MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2ª Ed. Lavras: UFLA, 2006.

MURTY, D., KIRSCHBAUM, M.U.F., MCMURTRIE, R.E., MCGILVRAY, H. Does conversion of forest to agricultural land change soil carbon and nitrogen? A review of the literature. **Global Change Biology**, v.8, p.105-123, 2002.

NADEAU, J.A.; QUALLS, R.G.; NOWAK, R.S.; BLANK, R.R. The potential bioavailability of organic C, N, and P through enzyme hydrolysis in soils of the Mojave Desert. **Biogeochemistry**, v.82, p.305-320, 2007.

NANNIPIERI, P., GREGOS, S., CECCANTI, B. Ecological significance of the biological activity in soil. In: BOLLAG, J.M., STOTZY, G. (Eds.), **Soil Biochemistry**. New York: Marcel Dekker, v.6, p.293–355. 1990.

NAYAK, D.R.; BABU, Y.J.; ADHYA, T.K. Long-term application of compost influences microbial biomass and enzyme activities in a tropical Aerobic Endoaquept planted to rice under flooded condition. **Soil Biology and Biochemistry**, v.39, p.1897-1906, 2007.

NOGUEIRA, M.A.; ALBINO, U.B.; BRANDÃO-JÚNIOR, O.; BRAUN, G.; CRUZ, M.F.; DIAS, B.A.; DUARTE, R.T.D.; GIOPPO, N.M.R.; MENNA, P.; ORLANDI, J.M.; RAIMAN, M.P.; RAMPAZO, L.G.L.; SANTOS, M.A.; SILVA, M.E.Z.; VIEIRA, F.P.; TOREZAN, J.M.D.; HUNGRIA, M.; ANDRADE, G. Promising indicators for assessment of agroecosystems alteration among natural, reforested and agricultural land use in southern Brazil. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v.115, p. 237-247, 2006.

NUTTO, L. Manejo do crescimento diamétrico de *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Kutze. Baseado na árvore individual. **Ciência Florestal**, v.11, n.2, p. 9-14, 2001.

ODUM, E.P. **Ecologia**. Rio de Janeiro. Ed. Guanabara. 1988. 434p.

ODUM, E.P. The strategy of ecosystem development. **Science**, v.164, p.262-270, 1969.

ORJUELA, H. B. **El suelo**: Una vision sobre sus componentes biorgánicos. Pasto: Universidad de Marinõ,. 1989. 447p.

PARKIN, T.B.; DORAN, J.W.; FRANCO-VIZCAÍNO, E. Field and laboratory tests of soil respiration. In: DORAN, J.W.; JONES, A., (Ed). **Methods for assessing soil quality**. Madison: Soil Science of America, p.231-245, 1996.

PARR, J.F., PAPENDICK, R.I. Soil quality: relationship and strategies for sustainable dryland farming systems. **Annals of Arid Zone**, v.36, 181–191. 1997.

PASCUAL, J.A.; GARCIA, G.; HERNANDEZ, T.; MORENO, J.L.; ROS, M. Soil microbial activity as a biomarker of degradation and remediation process. **Soil Biology and Biochemistry**, v.32, p.1877-1883, 2000.

PERRY, D.A.; AMARANTHUS, M.P.; BORCHERS, J.G.; BORCHERS, S. L.; BRAINERD, R.E. Bootstrapping in ecosystems. **Bioscience**, v.39, n.4, p.230-237, 1989.

REBER, H.H. Simultaneous estimates of the diversity and degradative capability of heavy-metal-affected soil bacterial communities. **Biology and Fertility of Soils**. v.13, p.181-186, 1992.

RESCK, D.V.S.; VASCONCELLOS, C.A.; VILELLA, L. e MACEDO, M.C.M. Impact of conversion of Brazilian cerrados to cropland and pastureland on soil carbon pool and dynamics. In: LAL, R.; KIMBLE, J. M. e STEWART, B. A. **Global climate change and tropical ecosystems**. Boca Raton: CRC/Lewis Publishers, p.169-196, 2000.

RICHARDSON, A.E.; GEORGE, T.S.; HENS, M.; SIMPSON, R.J. Utilization of soil organic phosphorus by higher plants. In: TURNER, B.L.; FROSSARD, E.; BALDWIN, D. (eds.). **Organic Phosphorus in the Environment Wallingford**, p.165-184, 2005.

RIFFALDI, R.; SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; CARDELLI, R. Biochemical properties of a Mediterranean soil as affected by long-term crop management systems. **Soil and Tillage Research**, v.67, p.109-114, 2002.

RUTIGLIANO, F.A.; D'ASCOLI, R.; VIRZO DE SANTO, A. Soil metabolism and nutrient status in Mediterranean area as affected by plant cover. **Soil Biology and Biochemistry**, v.34, p.1719-1729, 2004.

SANTOS, V.B.; CASTILHOS, D.D.; CASTILHOS, R.M.V.; PAULETTO, E.A.; GOMES, A.S.; SILVA, D.G. Biomassa, atividade microbiana e teores de carbono e nitrogênio totais de um planossolo sob diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Agrociências**, v.10, n.3, p.333-338, 2004.

SAVIOZZI, A.; BUFALINO, P.; LEVI-MINZI, R.; RIFFALDI, R. Biochemical activities in a degraded soil restored by two amendments: a laboratory study. **Biology and Fertility of Soils**, v. 35, p. 96-101, 2002.

SAWADA, Y. Indices of microbial biomass and activity to assess minesite rehabilitation. In: **Minerals Council of Australia Environmental Workshop**. Camberra: Minerals Council of Australia, p.223-236, 1996.

SCHLOTTER, M., DILLY, O., MUNCH, J.C. Indicators for evaluating soil quality. **Agriculture, Ecosystems and Environmental**, v.98, p.255-262, 2003.

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

SIQUEIRA, J.O. **Microorganismos e processos biológicos do solo: perspectiva ambiental**. Brasília: EMBRAPA, CNPAF, CNPSO, SPI, 142p, 1994. (EMBRAPA CNPAF. Documentos, 45).

SMITH, S.; READ, D. **Mycorrhizal Symbiosis**. London: Academic Press, 1997. 605p.

SPACCINI, R.; ZENA, A.; IGWE, C.A.; MBAGWU, J.S.C.; PICCOLO, A. Carbohydrates in water-stable aggregates and particle size fractions of forested and cultivated soils in two contrasting tropical ecosystems. **Biogeochemistry**, v.22, p.1-22, 2001.

SPEIR, T. W.; ROSS, D. J. Soil phosphatase and sulphatase. In: BURNS, R.G. (ed). **Soil Enzymes**. New York: Academic Press, p.197-250, 1978.

SPOSITO, G.; ZABEL, A. The assessment of soil quality. **Geoderma**, v.114, n.3/4, p.143-144, 2003.

STABEN, M.L.; BEZDICEK, D.F.; SMITH, J.L.; FAUCI, M.F. Assessment of soil quality in conservation reserve program and wheat-fallow soils. **Soil Science Society of America Journal**, v.61, n.1, p.124-130, 1997.

STENBERG, B. Monitoring soil quality of arable land: microbial indicators. **Soil and Plant Science**, v.49, p.1-24, 1999.

SWIFT, M.J.; HEAL, O.W.; ANDERSON, J.M. **Decomposition in terrestrial ecosystems**. Berkeley: University of California Press, 1979. 372p.

TABATABAI, M.A., BREMNER, J.M. Assay of urease activity in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.4, p.479-487, 1972.

TEMPLER, P.; FINDLAY, S.; LOVETT, G. Soil microbial biomass and nitrogen transformations among five tree species of the Catskill Mountains, New York, USA. **Soil Biology and Biochemistry**, v.35, n.4, p.607-613, 2003.

TURCO, R.F.; KENNEDY, A.C.; JAWSON, M.D. Microbial indicators of soil quality. In: DORAN, J.W.; COLEMAN, D.C.; BEZDICEK, D.F.; STEWART, B.A. (eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. New York: American Society of Agronomy, v.35, p.73-90, 1994.

VAN ELSAS, J.D.; TREVORS, J.T. **Modern Soil Microbiology**. New York: Marcel Dekker, 1997. 683p.

VARGAS, L.K.; SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de CO<sub>2</sub> e N mineral de um Podzólico Vermelho-Escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 24, n. 1, p. 35-42, 2000.

VELASQUEZ, E.; LAVELLE, P.; ANDRADE, M. GISQ, a multifunctional indicator of soil quality. **Soil Biology and Biochemistry**. v.39, p.3066-3080, 2007.



VICTORIA, R.L.; PICCOLO, M.C.; VARGAS, A.A.T. O ciclo do nitrogênio. In: CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M.; NEVEZ, M.C. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo. Cap. 8. p.105-121, 1992.

#### 4. Artigo 1: Alterações em atributos relacionados ao carbono em latossolo sob diferentes usos e coberturas vegetais.

##### RESUMO

O uso de bioindicadores de qualidade permite monitorar os efeitos do manejo do solo, devendo ter capacidade e sensibilidade para refletir alterações em atributos e processos que interfiram na sustentabilidade de um ecossistema. O objetivo desse trabalho foi avaliar a atividade microbiana e processos relacionados ao ciclo do carbono em solo sob seis ecossistemas no município de Guarapuava, PR. A amostragem de solo foi efetuada na profundidade de 0-10 cm, nas seguintes áreas: remanescente natural de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com *Araucaria angustifolia* (RA), plantio comercial de *Pinus elliottii* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *P. elliottii* (CR) e área agrícola sob culturas anuais (AGR). Foram avaliados a argila dispersa em água, carbono orgânico total, relação C/N matéria orgânica, grupos funcionais de microrganismos celulolíticos e amilolíticos, bactérias e fungos totais, atividade das enzimas desidrogenase, amilase, celulase, biomassa microbiana de carbono, relação C/N da biomassa microbiana, hifas de fungos filamentosos, assim como densidade do solo e estoque de carbono a 0-10 cm. A produção de serrapilheira e sua relação C/N também foram determinadas. O maior teor de C orgânico total no solo foi encontrado nas áreas sob vegetação florestal, com teores entre 40 e 45 g kg<sup>-1</sup>. Menores relações C/N da matéria orgânica foram evidenciadas em ecossistemas com vegetação nativa, enquanto que as maiores relações foram observadas em PP, área em que também houve maior atividade de celulase. Nas áreas com maior quantidade e menor relação C/N de serrapilheira foram encontrados maiores valores de biomassa microbiana, respirometria, atividade das enzimas amilase e celulase. Em contrapartida, o  $qCO_2$  e desidrogenase apresentaram maiores valores em áreas sob uso mais intensivo do solo, como em AGR e CR. De maneira geral, os grupos funcionais de microrganismos não apresentaram distinção significativa entre as áreas e assim pouco úteis na avaliação da qualidade do solo. As áreas reflorestadas com espécies nativas (RA e FS) apresentaram maior similaridade com a área nativa (FN), sugerindo maior tendência de retorno às condições naturais após regeneração da floresta. Já as áreas sob CR e AGR apresentaram-se discrepantes da área FN, tendo apresentado maiores valores de  $qCO_2$  e desidrogenase, os quais denotam maior estresse microbiológico do solo. Conclui-se que o estabelecimento de espécies nativas promove o retorno das propriedades do solo relativas ao carbono do solo para níveis semelhantes aos encontrados no fragmento de floresta nativa. Por outro lado, o estabelecimento de espécie exótica altera essas propriedades de forma singular, a qual tende a adquirir propriedades semelhantes às áreas agrícolas após o corte.

**Palavras-chave:** Carbono do solo. Reflorestamento. Qualidade do solo. Atividade biológica. Sustentabilidade.

#### 4.1. Introdução

O solo é um componente de grande relevância na biosfera, tanto para a produção de alimentos quanto para a manutenção do equilíbrio e qualidade ambiental (BASTIDA et al., 2006). O desmatamento e o uso do solo para cultivo provocam alterações nas suas propriedades físicas, químicas e biológicas que podem comprometer a sustentabilidade das áreas exploradas. Neste sentido, o carbono orgânico é considerado um atributo chave na qualidade do solo de um ecossistema (GREGORICH et al., 1994; SMITH et al., 2000). A quantidade e qualidade da matéria orgânica do solo são dependentes da entrada de resíduos vegetais no sistema, que por sua vez podem influenciar suas propriedades físicas, químicas e biológicas. Estes resíduos, assim como os exsudatos radiculares, são a principal fonte de carbono e energia para os organismos do solo, principalmente para a comunidade microbiana. A comunidade microbiana atua ativamente nos ciclos biogeoquímicos do carbono e nutrientes (PASCUAL et al., 2000), com papel fundamental no processo de humificação (SIX et al., 2004). Por sua vez, os colóides húmicos, além de produtos de origem microbiana, como exopolissacarídeos bacterianos e hifas de fungos filamentosos, têm papel fundamental na manutenção da estabilidade dos agregados do solo, aumentando sua resistência a processos erosivos.

O uso agrícola do solo e o reflorestamento com espécies arbóreas, nativas ou exóticas, para fins comerciais podem interferir nos processos de ciclagem do carbono em relação às condições naturais. A manutenção do estoque de carbono orgânico e nutrientes no solo tem se tornado premente, sobretudo frente aos problemas relacionados ao aquecimento global causado em grande parte pelo aumento de CO<sub>2</sub> na atmosfera. De maneira geral, a mineralização do carbono ocorre pela liberação de CO<sub>2</sub> para a atmosfera por microrganismos heterotróficos durante a decomposição de material orgânico, como carboidratos, proteínas, lipídeos, lignina, etc. Contudo, as atividades antropogênicas vêm alterando consideravelmente os estoques de carbono do solo, devido à conversão de floresta em áreas agrícolas, assim como para a extração madeireira, o que conseqüentemente diminui o aporte de carbono orgânico no solo e eleva a emissão de CO<sub>2</sub> para a atmosfera (MURTY et al., 2002). Dessa forma, a respiração microbiana no solo é protagonista nesse cenário, responsável pela emissão de quantias consideráveis de carbono para a atmosfera. Além de ser indicadora da atividade microbiana, a respiração é positivamente correlacionada ao conteúdo de matéria orgânica e biomassa microbiana de carbono (LI et al. 2005; BASTIDA et al., 2006), podendo ser

severamente influenciada pelo manejo do solo e qualidade dos resíduos orgânicos que a ele retornam.

A biomassa microbiana de carbono (BMC) representa o carbono imobilizado nas células microbianas, sendo considerada parte viva da matéria orgânica do solo. Pode representar de 1% a 4% do C total e de 3% a 5% de N total do solo. Apresenta-se com bom indicador de qualidade do solo, pois responde prontamente a mudanças na qualidade e quantidade dos resíduos orgânicos (HATCH et al., 2000). Atua como fonte (mineralização) e dreno (imobilização) de moléculas orgânicas no solo, servindo como reservatório lábil de nutrientes que podem ser disponibilizados às plantas, atuando na sustentabilidade biológica e produtividade dos ecossistemas (SCHLOTTER et al., 2003). Fatores como a cobertura vegetal, diversidade dos resíduos orgânicos, níveis adequados de umidade e temperatura favorecem maiores níveis de matéria orgânica e biomassa microbiana em áreas nativas, principalmente quando comparadas com áreas de reflorestamento e cultivadas (JIA et al., 2005; NOGUEIRA et al., 2006).

Outros atributos microbiológicos são importantes na avaliação dos efeitos do uso do solo na sustentabilidade dos ecossistemas. Por exemplo, o quociente metabólico ( $qCO_2$ ), que é definido como a relação entre a quantidade de  $CO_2$  produzida por unidade de carbono da biomassa microbiana por unidade de tempo, revela a eficiência da biomassa microbiana em utilizar o carbono disponível para a biossíntese, sendo sensível indicador para estimar a atividade biológica e o efeito da qualidade de diferentes substratos sobre a comunidade microbiana (SAVIOZZI et al., 2002). Além disso, indicam o grau de estresse metabólico a que a comunidade microbiana está submetida, em que altos valores de  $qCO_2$  indicam menor eficiência metabólica e, conseqüentemente, maior nível de estresse microbiano (ANDERSON; DOMSCH, 1993).

As enzimas do solo apresentam-se como potenciais indicadoras de qualidade do solo devido ao seu papel biológico e rápida resposta frente a distúrbios ocasionados ao ambiente. Para tanto, a enzima intracelular desidrogenase, atuante na cadeia transportadora de elétrons, pode ser utilizada como indicadora da atividade microbiana no solo (BASTIDA et al., 2006). Enzimas extracelulares, como amilase e celulase, atuam na degradação de compostos de carbono e são diretamente influenciadas pela qualidade dos resíduos orgânicos e pH do solo (NAYAK et al., 2007).

A compreensão dos processos bióticos e abióticos do solo e a sua utilização conjunta como indicadores de estresse em ambientes nativos, reflorestados e agrícolas podem auxiliar

na avaliação dos efeitos do uso do solo sobre a sustentabilidade dos (agro) ecossistemas. Assim o objetivo deste trabalho foi avaliar alguns indicadores de qualidade relacionados ao ciclo do carbono em solo sob uso agrícola, plantio comercial e corte raso com espécie exótica (*P. elliottii*), reflorestamento com espécie nativa (*A. angustifolia*), floresta secundária e Floresta Ombrófila Mista nativa, no Parque Municipal das Araucárias, no município de Guarapuava - PR, Brasil.

#### 4.2. Material e Métodos

A amostragem foi realizada em novembro de 2007, em áreas sob diferentes coberturas vegetais e uso do solo na região de Guarapuava (25°23'36" S e 51°27'19" W), situada geograficamente no centro-oeste do Estado do Paraná, com altitude média de 1.120 metros. O solo predominante na região e presente nas áreas amostradas é classificado como Latossolo Bruno Álico (EMBRAPA, 2006). Em cada área representativa da cobertura vegetal e uso do solo (Tabela 1) foram delimitados aleatoriamente oito transectos de 15 x 5 m, sobre cada qual foram coletadas aleatoriamente, dentro dos limites do transecto, 15 amostras simples (0-10 cm) que foram homogeneizadas formando oito amostras compostas por área. O solo foi peneirado, acondicionado e armazenado a 5°C até o momento das análises, que foram realizadas no Laboratório de Ecologia Microbiana da UEL, CCB/Depto. de Microbiologia.

Oito amostras da serrapilheira foram coletadas aleatoriamente em quadrados de 0,25 m<sup>2</sup>, secas em estufa a 60°C, pesadas para estimativa de sua massa. A relação C/N da serrapilheira foi obtida dividindo-se o valor obtido de C total (YEOMANS; BREMNER, 1988) pelo N total (RAIJ et al., 2001).

Para determinação do estoque de carbono orgânico foram coletadas oito amostras indeformadas de solo (0-10 cm) de cada área com anel coletor de volume conhecido, para avaliação da densidade global do solo. O cálculo do estoque de C levou em consideração a densidade do solo, a profundidade de amostragem e o teor de carbono orgânico total (COT) –  $EstC=(COT*densidade*profundidade)/10$

**Tabela 1.** Caracterização das espécies dominantes de plantas nas diferentes áreas na região de Guarapuava, PR, Brasil.

| Área                             | Espécies dominantes   | Idade   | Histórico/Usos   |
|----------------------------------|---|---------|--|
| Floresta Nativa                  | <i>Allophylus edulis</i>                                      | Nativa  | Área de preservação permanente com 41 ha florestal, aberta à visitação pública e à pesquisa.   |
|                                  | <i>Araucaria angustifolia</i>                                 |         |  |
|                                  | <i>Campomanesia xanthocarpa</i>                               |         |  |
|                                  | <i>Capsicodendron dinisii</i>                                 |         |  |
|                                  | <i>Casearia decandra</i>                                      |         |  |
|                                  | <i>Dicksonia sollowiana</i>                                   |         |  |
|                                  | <i>Ilex paraguariensis</i>                                    |         |  |
|                                  | <i>Ocotea pulchella</i>                                       |         |  |
|                                  | <i>Zanthoxylum rhoifolium</i>                                 |         |  |
| Reflorestamento com Araucária    | <i>Araucaria angustifolia</i>                                 | 32 anos | Anteriormente utilizada para plantio de <i>Pinus</i> .   |
|                                  | <i>Capsicodendron dinisii</i>                                 |         |  |
|                                  | <i>Fleurya aestuan</i>  |         |  |
|                                  | <i>Geophila</i> sp  |         |  |
|                                  | <i>Pteridium</i> sp   |         |  |
|                                  | <i>Solanum paniculatum</i> ;<br><i>Solanum pseudocapsicum</i> |         |  |
| Floresta secundária              | <i>Acacia plumosa</i>   | 13 anos | Anteriormente utilizada para plantio de <i>Pinus</i> por 40 anos. Restabelecimento natural após queima.  |
|                                  | <i>Mimosa scabrella</i>                                       |         |  |
|                                  | <i>Nectandra magapotamica</i>                                 |         |  |
|                                  | <i>Ocotea</i> sp  |         |  |
|                                  | <i>Piper mikanianum</i>                                       |         |  |
|                                  | <i>Pteridium</i> sp<br><i>Solanum. verbascifolium</i>         |         |  |
| Plantio de <i>Pinus elliotii</i> | <i>Pinus. elliotii</i>  | 21 anos | Há mais de 40 anos sob plantio de <i>Pinus</i> . Dez anos após plantio da atual floresta, houve corte de 30% das árvores.                                      |
| Corte raso de <i>P. elliotii</i> | <i>Pinus elliotii</i><br><i>Solanum verbascifolium</i>        | 1,5 ano | Há mais de 40 anos sob plantio de <i>Pinus</i> . Restabelecimento de vegetação pioneira entre algumas plântulas de <i>P. elliotii</i> com até 0,6 m de altura. |
| Agrícola                         | <i>Zea mays</i>   | 15 dias | Há mais de 30 anos sob cultivo agrícola. Há cerca de 7 anos sob semeadura direta. Cultivado com aveia no inverno para pastejo animal.                          |

A estimativa da comunidade de bactérias heterotróficas e fungos cultiváveis foi feita por número mais provável (NMP) após diluições seriadas realizadas em solução salina (NaCl 0,85%) esterilizada e inoculações em meio de cultura específico para cada microrganismo pelo método de gotas (JAHNEL et al., 1999). Para quantificação de microrganismos amilolíticos e celulolíticos foram realizadas diluições em série das amostras em solução salina esterilizada. A partir da diluição apropriada foram plaqueados 50  $\mu$ L em meios de cultura para microrganismos amilolíticos (PONTECORVO et al., 1953) e celulolíticos (WOOD, 1980), ambos em duplicata. As placas foram incubadas por 4 dias a 28°C no escuro e as colônias degradadoras de amido e celulose foram reveladas pela adição de solução de lugol e vermelho congo aos respectivos meios de cultura. Foram consideradas positivas as colônias que apresentaram halo de degradação (ANDRADE, 2004).

A estimativa do comprimento de hifas de fungos filamentosos foi realizada segundo Andrade et al. (1997). Cinco gramas de solo, previamente tratados com 150 mL de pirofosfato de sódio 2% por 1 h para a dispersão dos agregados do solo e liberação das hifas, foram suspensos em 150 ml de solução carregadora (glicerol/água – 1:1) acidificada com HCl 1% e agitadas por 20 segundos em liquidificador. Após, a suspensão foi passada por peneira (45  $\mu$ m) para retenção das hifas. Estas foram lavadas e ressuspensas em 200 mL da solução carregadora e agitadas por 60 s em liquidificador. Em seguida, 20 mL da suspensão foram passados por membrana filtrante montada sobre um aparato a vácuo, sendo posteriormente tratada com solução corante (azul de tripano 0,05%). O comprimento das hifas foi estimado por contagem de intersecções das hifas com as linhas da membrana sob microscópio invertido (100x), utilizando-se da equação de Newman (NEWMAN, 1966).

Para a respirometria, incubaram-se 100 g de cada amostra em frascos hermeticamente fechados contendo 20 mL de NaOH 0,5 N em béquer para captura o CO<sub>2</sub> liberado (ALEF, 1995). As amostras em umidade de campo tiveram seu teor de água ajustados para 60% da capacidade de retenção de água. A quantificação do CO<sub>2</sub> foi determinada pela titulação do NaOH remanescente com solução de HCl 0,5 N na presença de fenolftaleína, durante 21 dias.

A biomassa microbiana de carbono (BMC) foi estimada pelo método da fumigação-extração (VANCE et al., 1987). Duas alíquotas de 25 g de solo foram pesadas e uma foi fumigada por 24 h a 25°C com clorofórmio livre de etanol após correção da umidade das amostras para 60% da capacidade de retenção de água. Após 24 h de fumigação, foi realizada a extração com K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,5 M e filtragem. O carbono orgânico no extrato das duas alíquotas de solo foi quantificado pela oxidação com K<sub>2</sub>Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub> e titulação do remanescente com sulfato

ferroso amoniacal (ANDERSON; INGRAM, 1993). A BMC foi calculada com base na diferença entre o C da amostra fumigada e o da amostra não fumigada, utilizando-se um fator  $K_C = 0,33$ . O coeficiente metabólico ( $q_{CO_2}$ ) (ANDERSON; DOMSCH, 1993) foi calculado pela razão entre a quantidade de  $CO_2$  desprendida por hora e a biomassa microbiana da amostra.

As atividades das enzimas amilase (EC 3.2.1) e celulase (EC 3.2.1.4) foram avaliadas pela incubação de 10 g da amostra em umidade de campo por 24 h em tampão fosfato pH 5,5 na presença de tolueno e do substrato de cada enzima (amido e celulose, respectivamente) a 37 °C e 50 °C, respectivamente. Os açúcares redutores (AR) produzidos foram quantificados em espectrofotômetro (690 nm) pelo método do Azul da Prússia (SCHINNER; VON MERSE, 1990). A atividade foi calculada com o auxílio de uma reta-padrão com glicose e expressa em  $\mu\text{g}$  de glicose  $\text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$ .

Para a avaliação da atividade da desidrogenase (CASIDA et al., 1964) foram utilizados 5 mL da solução de cloreto de trifetil tetrazólio 1% (TTC) como substrato. Após incubação de 5 g de solo em umidade de campo a 37 °C por 24 h, foi realizada a extração com metanol e a leitura colorimétrica realizada em espectrofotômetro a 485 nm. Com o auxílio de uma reta-padrão construída com trifetil tetrazólio formazana (TTF), a atividade enzimática foi calculada e expressa em  $\mu\text{g}$  de TTF  $\text{g}^{-1} \text{dia}^{-1}$ .

O carbono orgânico total do solo foi avaliado nas amostras secas ao ar pela oxidação do C orgânico pelo  $K_2Cr_2O_7$  em meio ácido, seguido de titulação com  $FeSO_4$  (YEOMANS; BREMNER, 1988).

A argila dispersa em água foi determinada em 20 g solo seco em estufa. Após sucessivas agitações em água destilada e repouso, 10 mL da suspensão foram transferidos para placa tarada e posteriormente secos em estufa por 24 horas a 105 °C. Com base na massa de argila presente na suspensão e nas diluições de solo, realizou-se a estimativa do teor de argila dispersa (EMBRAPA, 1997).

Todos os resultados foram expressos com base em solo seco em estufa a 105 °C. Os dados foram submetidos à análise de variância e comparação de médias pelo teste de Tukey ( $P < 0,05$ ) segundo um delineamento inteiramente casualizado. Empregou-se ainda a análise multivariada de componentes principais (ACP) pelo programa Canoco (BRAAK; SMILAUER, 1998).



### 4.3. Resultados

Os maiores acúmulos de serrapilheira foram observados na área de corte raso, seguida pelas áreas florestais de *Pinus* (PP), reflorestamento com araucária (RA), Floresta secundária (FS), Floresta nativa (FN) e agrícola (AGR). Nota-se uma disposição de resíduos orgânicos no corte raso (CR) cinco vezes maior que na área nativa (FN) (Tabela 2). Os maiores valores de relação C/N desse material foram encontrados nas áreas de *Pinus* e agrícola, cerca de o dobro dos encontrados nas áreas FN, RA e FS. Houve mais umidade na área de RA, diferindo das demais, sendo os menores valores encontrados em AGR e CR.

**Tabela 2.** Serrapilheira, C/N da serrapilheira, carbono orgânico total do solo, C/N da matéria orgânica do solo, argila dispersa em água, densidade do solo, estoque de carbono a 0-10 cm e umidade em solo sob diferentes coberturas vegetais e usos. FN – Floresta Ombrófila Mista; RA – Reflorestamento com araucária; PP – Plantio de *Pinus*; FS – Floresta secundária; CR – Corte raso de *Pinus*; AGR – cultivo agrícola com culturas anuais. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN      | RA      | FS      | PP      | CR      | AGR     | Desvio padrão |
|---|---------|---------|---------|---------|---------|---------|---------------|
| Serrapilheira (Mg ha <sup>-1</sup> )        | 10,5 cd | 17,2 cd | 11,4 cd | 22,4 b  | 50,7 a  | 3,8 d   | 16,6          |
| C/N da serrapilheira                        | 23,1 b  | 25,4 b  | 22,1 b  | 43,3 a  | 51,0 a  | 44,1 a  | 12,7          |
| Carbono total do solo (g kg <sup>-1</sup> ) | 40,4 ab | 45,2 a  | 40,8 ab | 40,4 ab | 34,0 bc | 30,1 c  | 7,6           |
| C/N da matéria orgânica                     | 11,4 ab | 11,7 a  | 9,5 b   | 12,7 a  | 11,1 ab | 11,6 ab | 1,7           |
| Argila dispersa (g kg <sup>-1</sup> )       | 16,9 b  | 18,8 b  | 20,6 b  | 30,0 ab | 37,5 ab | 46,3 a  | 17,6          |
| Densidade do solo (g cm <sup>-3</sup> )     | 0,62 cd | 0,54 d  | 0,65 cd | 0,73 bc | 0,82 b  | 1,04 a  | 0,18          |
| Estoque de C 0-10 cm (Mg ha <sup>-1</sup> ) | 25,2 a  | 24,1 a  | 26,7 a  | 29,6 a  | 27,9 a  | 31,3 a  | 2,2           |
| Umidade (%)                                 | 52,7 b  | 65,3 a  | 52,2 b  | 50,0 b  | 44,1 c  | 35,7 d  | 1,3           |

O maior teor de C total no solo foi encontrado nas áreas sob vegetação florestal, apresentando teores entre 40 e 45 g kg<sup>-1</sup>, com valores significativamente superiores aos encontrados nas áreas sob corte raso e agrícola, que apresentaram 34 e 30 g kg<sup>-1</sup>, respectivamente (Tabela 2). A menor relação C/N da matéria orgânica foi observada na área de FS, diferindo dos valores encontrados em RA e PP, com os maiores valores. As demais áreas apresentaram valores intermediários que não diferiram entre si. Áreas com *Pinus* (CR e

PP) e culturas anuais tiveram, em média, duas vezes mais argila dispersa em relação às áreas sob vegetação com espécies nativas. A maior densidade do solo foi encontrada em AGR, seguida pelas áreas cultivadas com *Pinus*, as áreas reflorestadas com espécies nativas (RA e FS) e mata nativa (FN). Quando estimado o estoque de carbono no solo na profundidade 0-10 cm não houve diferenças significativas entre as áreas.

A biomassa microbiana de carbono teve maior valor em RA, não diferindo de FN, esta com valores semelhantes aos encontrados em FS. Nas áreas cultivadas com *Pinus* houve decréscimo em relação às áreas com espécies nativas, sendo que CR não diferiu de AGR, as quais apresentaram os menores valores, aproximadamente 75% em relação às médias da floresta nativa e reflorestamento com araucária (Tabela 3). A relação C/N da biomassa microbiana, que é a razão entre biomassa microbiana de carbono e nitrogênio (apresentados no segundo artigo), não apresentou diferença significativa entre as áreas, tendo variado entre 8,9 a 12,6  $\mu\text{g g}^{-1}$  nas áreas sob cultivos anuais e reflorestamento de araucária, respectivamente. No que se refere à respirometria microbiana, áreas como AGR e PP obtiveram os menores valores, sendo que RA, CR e FN não diferiram significativamente entre si, com valores intermediários. Já a área sob floresta secundária apresentou a maior respiração microbiana, diferindo das demais. O  $q\text{CO}_2$  apresentou diferenças entre as áreas, em especial em AGR, em que foi observado o maior coeficiente quando comparado com as demais áreas. A área anteriormente cultivada com *P. elliottii* recém desmatada (CR) apresentou o segundo maior valor, sem diferir das áreas reflorestadas PP e FS. Os menores valores foram encontrados na área nativa e na reflorestada com *A. angustifolia*.

**Tabela 3.** Biomassa microbiana de carbono (BMC), relação C/N da biomassa microbiana, respirometria e coeficiente metabólico ( $q\text{CO}_2$ ) em solo sob diferentes coberturas vegetais e usos. FN – Floresta Ombrófila Mista; RA – Reflorestamento com araucária; PP – Plantio de *Pinus*; FS – Floresta secundária; CR – Corte raso de *Pinus*; AGR – cultivo agrícola com culturas anuais. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN      | RA     | FS      | PP      | CR      | AGR    | Desvio padrão |
|---|---------|--------|---------|---------|---------|--------|---------------|
| BMC ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )  | 1582 ab | 2033 a | 1342 bc | 897 cd  | 778 de  | 370 e  | 633           |
| C/N BM  | 12,4 a  | 15,6 a | 8,9 a   | 11,2 a  | 14,5 a  | 8,9 a  | 6,2           |
| Respirometria ( $\mu\text{g CO}_2 \text{g}^{-1} \text{d}^{-1}$ )    | 81,7 bc | 96,6 b | 116,8 a | 72,6 cd | 87,1 bc | 60,8 d | 21,8          |
| $q\text{CO}_2$ ( $\text{mg CO}_2 \text{g}^{-1} \text{BMC h}^{-1}$ ) | 2,23 c  | 2,11 c | 3,73 bc | 3,46 bc | 5,15 b  | 8,46 a | 2,81          |

A estimativa da densidade de grupos funcionais de microrganismos no solo com base em contagens em meios de cultura indicou predominância de microrganismos amilolíticos em AGR e RA (Tabela 4). Já os celulolíticos tiveram menor ocorrência na área sob plantio de *Pinus*, aumentando nas demais, com maior ocorrência na floresta secundária. Não foram encontradas diferenças significativas entre as áreas quanto à ocorrência de bactérias heterotróficas e fungos cultiváveis. Já a maior quantidade de hifas de fungos filamentosos foi visualizada na floresta secundária, sendo aproximadamente três vezes maiores que as encontradas na área agrícola e floresta nativa.

**Tabela 4.** Grupos funcionais de microrganismos cultiváveis e hifas de fungos filamentosos em solo sob diferentes coberturas vegetais e usos. FN – Floresta Ombrófila Mista; RA – Reflorestamento com araucária; PP – Plantio de *Pinus*; FS – Floresta secundária; CR – Corte raso de *Pinus*; AGR – cultivo agrícola com culturas anuais. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|  | FN      | RA      | FS      | PP      | CR      | AGR     | Desvio padrão |
|--|---------|---------|---------|---------|---------|---------|---------------|
| Amilolíticos<br>(Log UFC g <sup>-1</sup> )     | 6,71 b  | 6,75 ab | 6,73 b  | 6,52 b  | 6,72 b  | 7,00 a  | 0,18          |
| Celulolíticos<br>(Log UFC g <sup>-1</sup> )    | 5,93 bc | 5,97 bc | 6,45 a  | 5,64 c  | 6,22 ab | 6,33 ab | 0,33          |
| Fungos Totais<br>(Log NMP g <sup>-1</sup> )    | 4,21 a  | 4,86 a  | 4,42 a  | 5,02 a  | 4,77 a  | 4,58 a  | 0,47          |
| Bactérias Totais<br>(Log NMP g <sup>-1</sup> ) | 5,90 a  | 6,16 a  | 6,06 a  | 5,83 a  | 6,35 a  | 6,01 a  | 0,46          |
| Hifas (m g <sup>-1</sup> )                     | 4,74 c  | 11,18 b | 16,55 a | 6,98 bc | 6,98 bc | 4,81 c  | 5,16          |

A maior atividade da amilase foi encontrada no reflorestamento com araucária, que foi similar ao plantio de *Pinus* e floresta secundária. Essa atividade diminuiu em FN, CR, com o menor valor observado em AGR (Tabela 5). Já a enzima celulase apresentou maior atividade em PP, aproximadamente cinco vezes maiores que a atividade encontrada na área agrícola e o dobro da encontrada na floresta nativa. Nas demais áreas a atividade da celulase atingiu valores intermediários aos dois extremos. Ao contrário da atividade das enzimas extracelulares observadas anteriormente, a enzima intracelular desidrogenase apresentou maior atividade na área agrícola, seguida pelo ecossistema nativo, sendo que as demais áreas apresentaram menores atividades, sem diferenças significativas entre si.

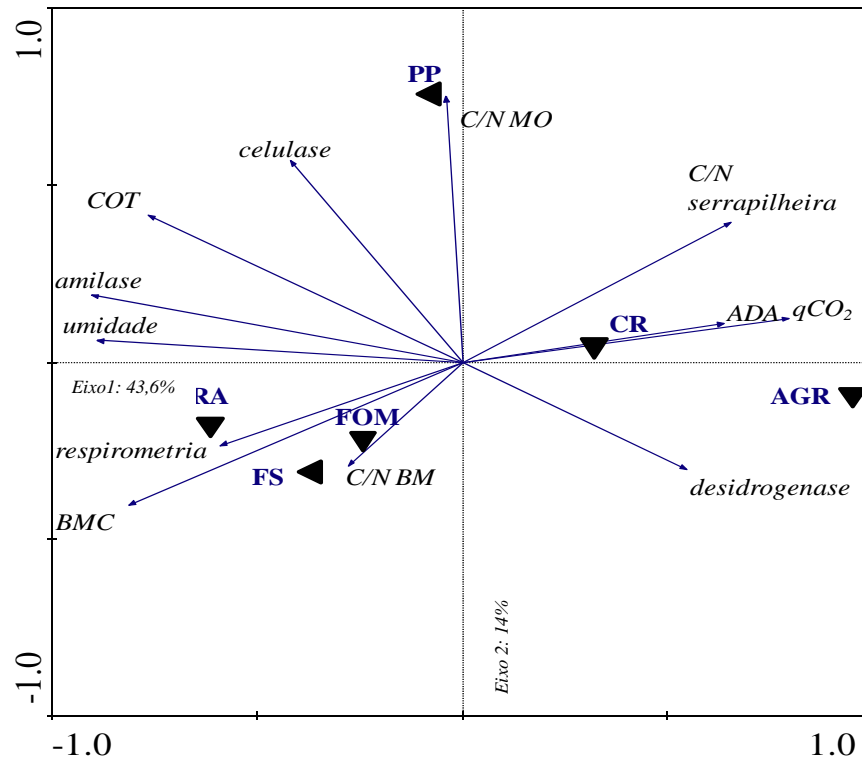
A análise de componentes principais (ACP) indicou que as áreas florestais com espécies nativas apresentam maior similaridade entre si, de forma que estas formaram um agrupamento na porção negativa do eixo 1 da componente principal, de forma oposta às áreas

AGR e CR (Figura 1). As variáveis que mais se correlacionam com RA, FS e FN foram respirometria, biomassa microbiana de carbono e a relação C/N da biomassa microbiana. As variáveis mais associadas às áreas AGR e CR, foram a atividade da desidrogenase,  $q\text{CO}_2$ , argila dispersa em água e a relação C/N da serrapilheira. As variáveis carbono orgânico total, celulase e amilase apresentaram maior relação com as quatro áreas sob floresta, em oposição às áreas sob CR e AGR. O segundo eixo da componente principal separou PP das demais áreas florestais, sendo que a atividade da celulase e a relação C/N da matéria orgânica foram às variáveis mais associadas a essa área.

**Tabela 5.** Atividades enzimáticas em solo sob diferentes coberturas vegetais e usos. FN – Floresta Ombrófila Mista; RA – Reflorestamento com araucária; PP – Plantio de *Pinus*; FS – Floresta Secundária; CR – Corte raso de *Pinus*; AGR – cultivo agrícola com culturas anuais. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN       | RA       | FS       | PP       | CR      | AGR     | Desvio padrão |
|---|----------|----------|----------|----------|---------|---------|---------------|
| Amilase<br>( $\mu\text{g ARg}^{-1}$ ) <sup>1</sup>                                | 552,4 bc | 746,0 a  | 675,8 ab | 624,1 ab | 481,6 c | 175,4 d | 206,8         |
| Celulase<br>( $\mu\text{g ARg}^{-1}$ )  | 185,4 bc | 260,8 ab | 229,5 b  | 374,5 a  | 169,9bc | 71,9 c  | 123,9         |
| Desidrogenase<br>( $\mu\text{g TTF g}^{-1}$<br>$24 \text{ h}^{-1}$ ) <sup>2</sup> | 11,28 ab | 10,65 b  | 6,82 b   | 7,32 b   | 10,03 b | 16,46 a | 4,68          |

<sup>1</sup>Açúcar Redutor; <sup>2</sup>Trifenil Tetrazólio Formazana.



**Figura 1.** Análise de componentes principais (ACP) baseada em aspectos microbiológicos, enzimáticos, químicos e físicos em solo sob diferentes coberturas vegetais e usos. Floresta nativa (FN), reflorestamento com *A. angustifolia* (RA), plantio de *P. elliotii* (PP), floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivo agrícola com culturas anuais (AGR). MO – matéria orgânica; CNBM – relação C/N da biomassa microbiana; ADA – argila dispersa em água; COT – carbono orgânico total.

#### 4.4. Discussão

O carbono orgânico é um dos elementos-chave no entendimento dos efeitos do uso do solo porque influencia seus aspectos físicos, químicos e biológicos. O menor teor de C orgânico total encontrado na área agrícola é provável reflexo das alterações no solo ocasionadas pelo manejo agrícola, como o revolvimento, o que acarreta oxidação da matéria orgânica e redução dos estoques de C do solo (SPACINNI et al., 2001), além do fato de que as entradas de C orgânico no sistema agrícola são menores que na condição de floresta natural ou reflorestamento, conforme indicado pela menor quantidade de resíduos orgânicos no (agro)ecossistema. De acordo com Murty et al. (2002) a conversão de florestas para cultivos agrícolas diminui o teor de C orgânico, devido à perda na quantidade e qualidade de resíduos orgânicos que retornam ao solo e ao estímulo à decomposição da matéria orgânica

remanescente com liberação de CO<sub>2</sub> para a atmosfera, além de causar distúrbios em propriedades físicas, químicas e biológicas do solo. A diminuição do C orgânico nos solos sob cultivos pode ser atribuída ao aumento no consumo de carbono pela biomassa microbiana (CLEVELAND et al., 2007), estimulada pela oxidação causada pelo revolvimento do solo. Nas áreas reflorestadas, o teor de C total foi semelhante ao encontrado na floresta nativa, possivelmente pela maior quantidade de serrapilheira depositada na superfície (LEMENIH et al., 2005). Mesmo tendo um dos maiores acúmulos de serrapilheira, resultado do procedimento de corte que deixa grande quantidade de resíduos na superfície, como acículas, galhos, serragem e cascas sobre a superfície do solo, a área de corte raso de *Pinus* apresentou o segundo menor teor de C orgânico. Isso indica que o carbono depositado na superfície ainda não foi convertido em carbono orgânico estável. Nogueira et al. (2006) e Izquierdo et al. (2005) relataram encontrar maiores quantidades de C orgânicos no solo em áreas nativa e em regeneração, sugerindo a capacidade destas últimas na recuperação dos teores de matéria orgânica, conseqüente melhora nas propriedades químicas, físicas e biológicas do solo. Entretanto, há que se salientar que essa recuperação é lenta, podendo levar algumas décadas para atingir os níveis encontrados em área nativa.

Um dos principais fatores que afetam a degradabilidade dos resíduos orgânicos é sua relação C/N. Os resíduos das áreas sob floresta nativa ou reflorestada com espécies nativas (RA e FS) apresentaram as menores relações C/N, o que facilita a sua degradabilidade. Por outro lado, as serrapilheiras das áreas com *Pinus* e agrícola apresentaram as maiores relações C/N. Esses resultados permitem concluir que a ocorrência de *A. angustifolia* não aumenta relação C/N da serrapilheira, ao contrário do que ocorreu nas áreas com *P. elliottii*. Na área agrícola, a alta C/N da serrapilheira se deve ao cultivo de gramíneas, como aveia e milho. Entretanto, independentemente da relação C/N do resíduo, a relação C/N matéria orgânica do solo sempre estará em torno de 10-12/1, como observado em todas as áreas. A presença de altos teores de lignina, resinas, celulose pode dificultar a decomposição da serrapilheira, acarretando em menor liberação de nutrientes e maiores acúmulos de resíduos orgânicos (SWIFT et al., 1979). A qualidade do resíduo depositado, assim como a cobertura florística, interferem na qualidade do material estocado no solo (RUTIGLIANO et al., 2004), sendo que a mudança da cobertura vegetal pode afetar o acúmulo de carbono no solo, a atividade microbiana e bioquímica, e a ciclagem de nutrientes (JIA et al., 2005).

Os elevados valores de argila dispersa e densidade do solo observados nas áreas com *Pinus* e culturas anuais indicam que, tanto o uso do solo para fins agrícola, quanto a

exploração do solo pelo plantio de espécie exótica causam desestruturação dos agregados do solo. Isto pode ser decorrente do manejo adotado, com predominante mecanização e revolvimento do solo, o que desestabiliza mecanicamente os agregados, intensificando a oxidação da matéria orgânica e compactação do solo (SPACINNI et al., 2001). Mesmo a área sob plantio de *Pinus* estando sem revolvimento do solo por mais de 20 anos, os efeitos do manejo do solo para o estabelecimento da floresta exótica ainda persistem. Em contrapartida, no fragmento de floresta nativa e nas áreas reflorestadas com espécie nativa, se observa maior estabilidade de agregados do solo, provavelmente devido às maiores quantidades de C total encontradas no solo.

O estoque de C a 0-10 cm foi similar entre as áreas. Isso decorre do fato que se considera a densidade do solo para sua estimativa, a qual foi maior nas áreas mais intensamente manejadas, compensando as menores concentrações de carbono observadas nessas mesmas áreas. Isso dá a falsa impressão de que o manejo não está afetando os estoques de C no solo. De maneira geral, espera-se encontrar menor estoque de C em área agrícola, contrastando com maiores valores em áreas florestais (LAL, 2005). Entretanto, em sistemas bem manejados, o estoque de C no solo agrícola podem ser maiores que os encontrados em floresta secundária, considerando até 1 m de profundidade. Desta forma, para o cálculo dos estoques de C no solo, maiores profundidades devem ser consideradas (SISTI et al., 2004), de modo a evitar os efeitos da compactação das camadas superficiais do solo no cálculo do estoque total e para melhor representar o acúmulo ou perda de C nos horizontes do solo.

A BMC diminuiu com a intensidade do uso do solo na seguinte ordem: RA = FN > FS = PP > CR = AGR (Tabela 3). A maior BMC nas duas primeiras áreas pode estar relacionada à qualidade dos resíduos orgânicos na superfície do solo, os quais apresentaram menor relação C/N, juntamente com FS. Por outro lado, as áreas cultivadas com *Pinus* tiveram redução da BMC em relação às anteriores, mesmo com o grande aporte de resíduos na superfície do solo em CR. A alta concentração de resina, compostos fenólicos, lignina e a maior relação C/N do resíduo dessa planta podem restringir a comunidade microbiana nestas áreas (NSABINAMA et al., 2004; RUTIGLIANO, 2004). Já na área agrícola, além do baixo aporte de resíduos na superfície, sendo estes com alta C/N, vários outros fatores inerentes ao cultivo agrícola desfavorecem a comunidade microbiana, como maiores variações de temperatura e umidade do solo, impostas pelo manejo.

A respirometria indica a quantidade de carbono liberado na forma de CO<sub>2</sub>, em virtude da decomposição da matéria orgânica por microrganismos quimiorganotróficos aeróbios do

solo. A maior atividade respiratória em floresta secundária, seguida por RA, CR e FN denota a maior atividade microbiana nesses solos, possivelmente devido aos maiores aportes de carbono orgânico, seja pela serrapilheira, seja por exsudatos radiculares. De acordo com Vargas e Scholles (2000), a manutenção dos resíduos na superfície propicia aumentos na atividade biológica, o que é favorecido pela maior umidade, matéria orgânica e menor variação da temperatura. Por outro lado, a área de cultivos anuais apresentou menor quantidade e qualidade de resíduos orgânicos, que apresentaram maior relação C/N, como também menor ocorrência de raízes, uma vez que a cultura de verão (milho) tinha sido instalada há pouco mais de duas semanas, acarretando em menor rizodeposição.

Em condições menos estressantes a comunidade microbiana é mais eficiente na utilização dos recursos do sistema, caracterizando ambientes mais estáveis, onde menos  $\text{CO}_2$  é perdido pela respiração por unidade de BMC, resultando em diminuição do  $q\text{CO}_2$  (SAVIOZZI et al., 2002). Sendo assim, os menores valores de  $q\text{CO}_2$  encontrados nas áreas florestais sugerem maior eficiência metabólica da comunidade microbiana. Já em AGR e CR, maiores valores de  $q\text{CO}_2$  podem ser interpretados como condição de estresse em que a comunidade microbiana destas áreas está sujeita, resultando em maior produção de  $\text{CO}_2$  por unidade de biomassa microbiana. Conforme Harris et al. (2003), os ecossistemas maduros apresentam biomassa microbiana maior e mais diversa, contudo, com menor taxa metabólica, corroborando os resultados encontrados para BMC,  $q\text{CO}_2$  e respirometria avaliados neste trabalho.

Lundquist et al. (1999) sugerem que resíduos com menor relação C/N, como na floresta secundária, estimulam mais as bactérias em comparação aos fungos, que tendem a ter resposta mais moderada. Entretanto, quando se observa o comprimento de hifas de fungos filamentosos, maiores valores são encontrados na área FS, área que apresenta uma das menores relações C/N da biomassa microbiana, o que não corrobora as afirmações sobre predomínio de determinados grupos microbianos apenas com base na relação C/N do resíduo orgânico.

Existe um consenso geral de que as hifas de fungos filamentosos auxiliam na estabilidade de agregados do solo, mantendo as partículas de argila mais coesas. Menores valores de argila dispersa coincidiram com mais hifas de fungos filamentosos na floresta secundária e reflorestamento com araucária. Entretanto, embora FN tenha apresentado baixa argila dispersa, apresentou menor densidade de hifas. É possível que toda a complexidade de uma área clímax, como diversidade microbiana, teor e qualidade da matéria orgânica,



quantidade de raízes e biomassa microbiana possam ter efeitos positivos sobre a estabilidade dos agregados do solo, diminuindo a importância relativa das hifas de fungos filamentosos. Já nas demais áreas em que se obteve menor quantidade de hifas de fungos filamentosos, como AGR e CR, ocorreram maiores níveis de argila dispersa. Entretanto, o papel das hifas de fungos filamentosos na estabilidade dos agregados precisa ainda ser melhor estudada nos diferentes ecossistemas. Aparentemente nos sistemas clímax essa participação é menor, e nesse caso outros agentes como carbono orgânico e mesmo exopolissacarídeos produzidos pela maior biomassa microbiana podem ter maior importância.

A ocorrência de fungos e bactérias totais não variou significativamente entre as áreas, embora houvesse predomínio de bactérias em relação os fungos. De acordo com Bailey et al. (2002), a transformação do C orgânico do solo depende da ação de fungos e bactérias, e que estes organismos são regulados por vários fatores no solo (pH, temperatura, fonte de carbono, etc.), sendo que os fungos respondem mais rapidamente às mudanças nestes fatores (HAMMAN et al., 2007). As limitações nos estudos de diversidade de bactérias e fungos do solo ocorrem pelas limitações metodológicas e pela falta de conhecimentos taxonômicos. Por sua vez, temperatura, pH e meios de cultura específicos podem ser limitantes para a maioria dos microrganismos (Kirk et al., 2004). Apesar disso, o uso destes métodos pode identificar e comparar efeitos de tratamentos num mesmo ambiente (Govaerts et al., 2008).

A maior ocorrência do grupo funcional de microrganismos amilolíticos em AGR em contraste à menor BMC encontrada nessa área denota a predominância de poucos grupos microbianos naquele ambiente. Seria mais lógico que a maior contagem de cultiváveis fosse encontrada nas áreas com maior biomassa microbiana (RA e FN), mas não é isso que ocorre. Na área florestal, onde se espera maior diversidade microbiana, deverá haver menor predomínio de uma espécie sobre outra, o que reflete em menor contagem no meio artificial, visto que a maior parte das espécies não consegue se desenvolver nessa condição (KANDELER, 2007). A estimativa da densidade de microrganismos do solo baseada em cultivos em meios artificiais acarreta na seleção de alguns grupos de microrganismos que apresentam rápido metabolismo e estão adaptados a condições estressantes. Em áreas degradadas ou perturbadas há predomínio de microrganismos estrategistas *r*, representados por poucas espécies com altas taxas de crescimento. Esses microrganismos apresentam maior produção de CO<sub>2</sub> por unidade de biomassa que os denominados estrategistas *K*, que compreendem mais espécies, porém com menores taxas de crescimento, que acabam prevalecendo nos solos de ambientes estáveis (INSAM, 1990).

Outro fator preponderante está relacionado à baixa acidez do solo da área agrícola (5,3) devido à calagem, que pode favorecer o estabelecimento de grupos microbianos distintos dos que ocorrem nas áreas florestais, as quais apresentam elevada acidez (pH 3,7 a 4,3). Como exemplo da limitação dos métodos baseados em cultivo, a área sob PP apresentou menor ocorrência de microrganismos celulolíticos, mas foi a que manifestou a maior atividade da celulase. Assim, a atividade enzimática parece ser mais confiável que a contagem de grupos funcionais de microrganismos baseada em cultivo em meios artificiais. A maior atividade dessa enzima em PP é atribuída à qualidade dos resíduos de *Pinus*, com alta relação C/N e conteúdo de celulose e resina. Pavel et al. (2004) sugerem que a atividade da celulase está diretamente correlacionada com a disponibilidade de celulose como substrato. Além disso, de acordo com Anderson (2004), a celulase apresenta maior atividade nas áreas em que a relação C/N da matéria orgânica do solo for maior, como observado nos resultados obtidos nesse trabalho.

Observa-se que a atividade da amilase, que está envolvida na hidrólise de compostos de carbono de mais fácil degradação, foi maior no solo de RA, o que é atribuível ao aporte de carbono de mais fácil degradação fornecido pela comunidade vegetal dessa área, constituída por espécies produtoras de serrapilheira de menor relação C/N. A atividade enzimática, tanto da amilase, quanto da celulase é provavelmente regulada pela qualidade e quantidade dos resíduos orgânicos que chegam ao solo, assim como pelo estoque de carbono do solo (BADIANE et al., 2001). Sendo assim, a utilização de enzimas para avaliar a qualidade do solo apresenta-se como indicador mais confiável para demonstrar distúrbios ocorridos por ações antrópicas aos sistemas ecológicos (NAYAK et al., 2007), uma vez estas refletem melhor os processos funcionais dos microrganismos do solo do que a contagem de microrganismos cultiváveis.

A atividade da enzima desidrogenase, ao contrário da celulase e da amilase, está relacionada com a atividade metabólica de apenas microrganismos viáveis, mais precisamente com o fluxo de elétrons proveniente da cadeia respiratória (NAYAK et al., 2007). O estresse metabólico sugerido pelo  $q\text{CO}_2$  em AGR é corroborado pela alta atividade da desidrogenase nessa área. O estímulo da atividade microbiana está relacionada com o aporte de matéria orgânica, o que afeta diretamente a atividade da enzima desidrogenase (BASTIDA, et al., 2006), mas também por condições ambientais estressantes à comunidade microbiana, como parece ocorrer na área agrícola.

A ACP indicou que as áreas reflorestadas com espécies nativas (RA e FS) foram mais relacionadas com a floresta nativa (FN), as quais se distanciaram das áreas sob PP, CR e AGR no plano fatorial. As variáveis que mais foram relacionadas com as áreas de ocorrência de espécies nativas foram respirometria, BMC e C/N da biomassa microbiana e, em menor intensidade, a amilase. Essas variáveis biológicas são diretamente moduladas pelo COT e C/N da matéria orgânica, além da relação C/N da serrapilheira, favoráveis à atividade biológica do solo. Esta disposição sugere que as áreas RA, FS apresentam características mais próximas de FN. Isto denota a recuperação de FS, mesmo após prévio cultivo de *Pinus* e queima ocorrida há 13 anos, assim como a eficiência do reflorestamento com a espécie nativa *A. angustifolia*. Já a área de PP apresenta uma característica distinta das demais áreas florestais, posicionando-se isoladamente no plano fatorial. Essa área apresentou maior relação com a variável relação C/N da matéria orgânica, onde foram observados os valores mais elevados, e também com a atividade de celulase, mais intensa nessa área. Após o corte raso das árvores dessa área para exploração madeireira, tenderá a se aproximar mais da área AGR devido às alterações que serão causadas nas propriedades do solo após a remoção das plantas e acúmulo de resíduos orgânicos de alta relação C/N na superfície do solo, como constatado na área CR.

A desidrogenase,  $qCO_2$ , argila dispersa e C/N da serrapilheira foram as variáveis mais relacionadas com CR e AGR. Estas áreas mostraram discrepância nos resultados dessas variáveis, em comparação com as demais áreas, possivelmente, devido aos processos de exploração empregados. Esses resultados indicam o agravamento de algumas variáveis relacionadas à qualidade do solo como o aumento da quantidade de argila dispersa e  $qCO_2$ , sugerindo maior susceptibilidade à erosão e estresse da comunidade microbiana, respectivamente. Por outro lado, a variável carbono orgânico total está inversamente relacionada a essas áreas, indicando que as formas de uso do solo adotadas estão agravando aspectos importantes relacionados à qualidade do solo e à sustentabilidade daqueles (agro)ecossistemas (MURTY et al., 2002).

Alterações nos ecossistemas levam a novo equilíbrio ecológico (LEMENIH et al., 2005), como o caso da agricultura ou uso do solo para cultivo de espécie exótica como o *Pinus*. Um ecossistema em equilíbrio ou sustentável, seja natural ou agrícola, é dependente do fluxo de nutrientes através dos níveis tróficos, os quais são mediados, sobretudo, por microrganismos, responsáveis pela transformação da matéria orgânica do solo (CHEN et al., 2003). Distúrbios em atributos de qualidade do solo, como BMC, C total,  $qCO_2$  refletem a consequência da conversão de áreas florestais nativas para agrícolas (BASTIDA et al., 2006;

SAVIOZZI et al., 2002). Sendo assim, devido às suas interrelações, além das variáveis biológicas, as variáveis químicas e físicas, também contribuem para o melhor entendimento de distúrbios em sistemas ecológicos.

#### 4.5. Referências

ALEF, K. Soil respiration. In: ALEF, K. e NANNIPIERI, P. **Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry**. London: Academic Press, p.214-219. 1995.

ANDERSON, J.M.; INGRAM, J.S.I. Tropical soil biology and fertility: a handbook of methods. Wallingford: CAB international, 1993, 171p.

ANDERSON, T.H.; DOMSCH, K.H. The metabolic quotient form CO<sub>2</sub> ( $qCO_2$ ) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.25, p.393-395, 1993.

ANDERSSON, M.; KJØLLER, A.; STRUWE, S. Microbial enzyme activities in leaf litter, humus and mineral soil layers of European forests. **Soil Biology and Biochemistry**, v.36, p.1527-1537, 2004.

ANDRADE, G. Role of functional groups of microorganisms on the rhizosphere microcosm dynamics. In: VARMA, A.; ABBOTT L.; WERNER, D.; HAMPP, R. (Eds.), **Plant Surface Microbiology**. Springer-Verlag, Berlin, p.51-69, 2004.

ANDRADE, G.; MIHARA, K.L.; LINDERMAN, R.G.; BETHLENFALVAY, G.J. Bacteria from rhizosphere and hyphosphere soils of different arbuscular-mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, v.192, p.71-79, 1997.

BADIANE, N.N.Y.; CHOTTE, J.L.; PATE, E.; MASSE, D.; ROULAND, C. Use of soil enzyme activities to monitor soil quality in natural and improved fallows in semi-arid tropical regions. **Applied Soil Ecology**, v.18, p.229-238, 2001.

BASTIDA, F.; MORENO, J.L.; HERNÁNDEZ, T.; GARCÍA, C. Microbiological activity in a soil 15 years after its devegetation. **Soil Biology and Biochemistry**. v.38, p.2503-2507, 2006.

BAILEY, V.L.; SMITH, J.L.; BOLTON JR. H. Fungal-to-bacterial ratios in soils investigated for enhanced C sequestration. **Soil Biology and Biochemistry**, v.34, p. 997–1007, 2002.

BRAAK, C.J.F.; SMILAUER, P. CANOCO Reference Manual and User's Guide to Canoco for Windows: Software for Canonical Community Ordination (version 4). Ithaca: Microcomputer Power, 1998. 352 p.

CASIDA JR., L.E.; KLEIN, D.A.; SANTORO, T. Soil dehydrogenase activity. **Soil Science**, v.98, p.371-376, 1964.

CHEN, G.; ZHU, H.; ZHANG, Y. Soil activities and carbon and nitrogen fixation. **Research in Microbiology**, v.154, p.393-398, 2003.

CLEVELAND, C.C., NEMERGUT, D.R., SCHMIDT, S.K., TOWNSEND, A.R. Increases in soil respiration following labile carbon additions linked to rapid shifts in soil microbial community composition. **Biogeochemistry**, v.82, p.229–240, 2007.

EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 2.ed. Rio de Janeiro: Serviço Nacional de Levantamento e Classificação de Solos. 2006. 306 p.

EMBRAPA. **Manual de métodos de análise de solo**. Rio de Janeiro: Serviço Nacional de Levantamento e Classificação de Solos. 1997. 212 p.

GREGORICH, E.G.; CARTER, M.R.; ANGERS, D.A.; MONREAL, C.M.; ELLERT, B.H. Towards a minimum data set to assess soil organic matter quality in agricultural soils. **Canadian Journal of Soil Science**, v.74, p.367–385, 1994.

GOVAERTS, B.; MEZZALAMA, M.; SAYRE, K.D.; CROSSA, J.; LICHTER, K.; TROCH, V.; VANHERCK, K.; DE CORTE, P.; DECKERS, J. Long-term consequences of tillage, residue management, and crop rotation on selected soil micro-flora groups in the subtropical highlands. **Applied Soil Ecology**, v.38, p. 197–210, 2008.

HAMMAN, S.T.; BURKE, I.C.; STROMBERGER, M.E. Relationships between microbial community structure and soil environmental conditions in a recently burned system. **Soil Biology and Biochemistry**, v.39 p.1703–1711, 2007.

HARRIS, J.A. Measurements of the soil microbial community for estimating the success of restoration. **European Journal of Soil Science**, v.54, p.801-808, 2003.

HATCH, D.J.; LOVELL, R.D.; ANTIL, R.S.; JARVIS, S.C.; OWEN, P.M. Nitrogen mineralization and microbial activity in permanent pastures amended with nitrogen fertilizer or dung. **Biology and Fertility of Soils**, v.30, p.288-293, 2000.

INSAM, H. Are the soil microbial biomass and basal respiration governed by the climatic regime? **Soil Biology and Biochemistry**, v.22, p.525–532, 1990.

IZQUIERDO, I.; CARAVACA, F.Ç; ALGUACIL, M.M.; HERNÁNDEZ, G.; ROLDÁN, A. Use of microbiological indicators for evaluating success in soil restoration after revegetation of a mining area under subtropical conditions. **Applied Soil Ecology**, v.30, p.3-10, 2005.

JAHNEL, M.C.; CARDOSO, E.J.B.N.; DIAS, C.T.S. Determinação do número mais provável de microrganismos do solo pelo método de plaqueamento por gotas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.23, p. 553-559, 1999.

JIA, G.M.; CAO, J.; WANG, C.Y; WANG, G. Microbial biomass and nutrients in soil at the different stages of secondary forest succession in Ziwulin, northwest China. **Forest Ecology and Management**, v.217, p.117–125, 2005.

KANDELER, E. Physiological and biochemical methods for studying soil biota and their function. In: PAUL, E.A. **Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry**. 3 ed. Oxford: Elsevier, p. 53-83, 2007.

KIRK, J.L., BEAUDETTE, L.A., HART, M., MOUTOGLIS, P., KLIRONOMOS, J.N., LEE, H., TREVORS, J.T. Methods of studying soil microbial diversity. **Journal of Microbiological Methods**, v.58, p.169–188, 2004.

LAL, R. Forest soils and carbon sequestration. **Forest Ecology and Management**, v. 220, p. 242–258, 2005.

- LEMENIH, M.; KARLTUN, E.; OLSSON, M. Assessing soil chemical and physical property responses to deforestation and subsequent cultivation in smallholders farming system in Ethiopia. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.105, p.373-386, 2005.
- LI, Y; XU, M; ZOU, M; XIA, Y. Soil CO<sub>2</sub> efflux and fungal and bacterial biomass in a plantation and a secondary forest in wet tropics in Puerto Rico. **Plant and Soil**, v. 268, p.151–160, 2005.
- LUNDQUIST, E.J.; JACKSON, L.E.B.; 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 Biology and Biochemistry**, v.31, p.221-236, 1999.
- MURTY, D.; KIRSCHBAUM, M.U.F.; MCMURTRIE, R.E.; MCGILVRAY, H. Does conversion of forest to agricultural land change soil carbon and nitrogen? A review of the literature. **Global Change Biology**, v8, p.105-123, 2002.
- NAYAK, D.R.; BABU, Y.J.; ADHYA, T.K. Long-term application of compost influences microbial biomass and enzyme activities in a tropical Aeris Endoaquept planted to rice under flooded condition. **Soil Biology and Biochemistry**, v.39, p.1897-1906, 2007.
- NEWMAN, J. A method of estimating the total length of root in a sample. **Journal of Applied Ecology**, v.3, p.139-145, 1966.
- NOGUEIRA, M.A.; ALBINO, U.B.; BRANDÃO-JÚNIOR, O.; BRAUN, G.; CRUZ, M.F.; DIAS, B.A.; DUARTE, R.T.D.; GIOPO, N.M.R.; MENNA, P.; ORLANDI, J.M.; RAIMAN, M.P.; RAMPAZO, L.G.L.; SANTOS, M.A.; SILVA, M.E.Z.; VIEIRA, F.P.; TOREZAN, J.M.D.; HUNGRIA, M.; ANDRADE, G. Promising indicators for assessment of agroecosystems alteration among natural, reforested and agricultural land use in southern Brazil. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v. 115, p. 237-247, 2006.
- NSABIMANA, D.; HAYNES, R.J.; WALLIS, F.M. Size, activity and catabolic diversity of the soil microbial biomass as affected by land use. **Applied Soil Ecology**, v.26, p.81–92, 2004.
- PASCUAL, J.A.; GARCIA, G.; HERNANDEZ, T.; MORENO, J.L.; ROS, M. Soil microbial activity as a biomarker of degradation and remediation process. **Soil Biology and Biochemistry**. v.32, p.1877-1883, 2000.
- PAVEL, R.; DOYLE, J.; STEINBERGER, Y. Seasonal patterns of cellulase concentration in desert soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v.36, p.549–554, 2004.
- PONTECORVO, G.; ROPER, J.A.; HEMONS, L.M.; MACDONALDS, K.D.; BUFFON, A.W.J. The genetic of *Aspergillus nidulans*. **Advances in Genetics**, v.5, p.141-238, 1953.
- RUTIGLIANO, F.A.; D'ASCOLI, R.; VIRZO DE SANTO, A. Soil metabolism and nutrient status in Mediterranean area as affected by plant cover. **Soil Biology and Biochemistry**, v.34, p.1719-1729, 2004.
- SAVIOZZI, A.; BUFALINO, P.; LEVI-MINZI, R.; RIFFALD, R. Biochemical activities in a degraded soil restored by two amendments: a laboratory study. **Biology and Fertility of Soils**, v. 35, p. 96-101, 2002.
- SCHINNER, F.; von MERSI, W. Xylanase-, CM-cellulase and invertase activity in soil: an improved method. **Soil Biology and Biochemistry**, v.22, p. 511-515, 1990.

SCHLOTTER, M.; DILLY, O.; MUNCH, J.C. Indicators for evaluating soil quality. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.98, p.255-262, 2003.

SIX, J.; BOSSUYT, H.; DEGRYZE, S.; DENEFF, K. A history of research on the link between (micro) aggregates, soil biota, and soil organic matter dynamics. **Soil and Tillage Research**, v.79, p.7– 31, 2004.

SMITH, O.H.; PETERSEN, G.W.; NEEDELMAN, B.A. Environmental indicators of agroecosystems. **Advances in Agronomy** . v.69 p.75–97, 2000.

SISTI, C.P.J.; DOS SANTOS, H.P.; KOHHANN, R.; ALVES, B.J.R.; URQUIAGA, S.; BODDEY, R.M. Change in carbon and nitrogen stocks in soil under 13 years of conventional or zero tillage in southern Brazil, **Soil and Tillage Research**, v.76, p.39-58, 2004.

SPACCINI, R.; ZENA, A.; IGWE, C.A.; MBAGWU, J.S.C.; PICCOLO, A. Carbohydrates in waterstable aggregates and particle size fractions of forested and cultivated soils in two contrasting tropical ecosystems. **Biogeochemistry**, v.22, p.1-22, 2001.

SWIFT, M.J.; HEAL, O.W.; ANDERSON, J.M. (Ed.). The influence of resource quality on decomposition processes. In: **Decomposition in terrestrial ecosystems**. Berkeley: University of California Press, p.118-166. 1979.

VANCE, E.D.; BROOKES, P.C.; JENKINSON, D.S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, v.19, p.703-707, 1987.

VAN RAIJ, B.; DE ANDRADE, J.C.; CANTARELLA, H.E.; QUAGGIO, J.A. (Ed.). **Análise Química para Avaliação da Fertilidade de Solos Tropicais**. Campinas: Editora IAC, p. 270-276. 2001.

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

YEOMANS, J.C.; BREMMER, J.M. A rapid and precise method for routine determination of organic carbon in soil. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.19, p.1467-1476, 1988.

WOOD, P.J. Specificity in the interactions of direct dyes with polysaccharides. **Carbohydrates Research**, v.85, p.271-287, 1980.

## 5. Artigo 2: Alterações em atributos relacionados ao nitrogênio e fósforo em latossolo sob diferentes usos e coberturas vegetais.

### Resumo

Com o objetivo de avaliar aspectos relacionados à comunidade microbiana ligada ao ciclo do nitrogênio e fósforo em um Latossolo Bruno álico sob diferentes tipos de cobertura vegetal e usos, realizou-se este trabalho utilizando amostras coletadas em seis áreas no município de Guarapuava, PR: remanescente nativa de Floresta Ombrófila Mista (FN); reflorestamento com araucária (RA), plantio comercial de *Pinus* (PP), floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e área agrícola (AGR). Em cada área foram delimitados aleatoriamente oito transectos, de onde amostras de solo foram coletadas na profundidade 0-10 cm. Foram realizadas avaliações de grupos funcionais de microrganismos amonificadores, nitritadores, nitratores, desnitrificantes, protozoários e solubilizadores de fosfato; atividade das enzimas glutaminase, asparaginase, urease, fosfatase ácida e alcalina; taxas de amonificação e nitrificação; nitrogênio total, pH, P disponível; densidade e diversidade de esporos de fungos micorrízicos arbusculares. Observou-se maior ocorrência de nitritadores nas amostras de corte raso e agrícola, enquanto que os demais grupos funcionais não diferiram entre as áreas. Nas áreas sob mais intensa influência antrópica (CR e AGR) foram encontradas menores atividades enzimáticas. As menores taxas de amonificação e nitrificação foram obtidas na área de plantio de *Pinus*, enquanto que na área agrícola houve maior taxa de nitrificação, o que pode constituir um aspecto negativo quanto à dinâmica do N no solo. Já as atividades das enzimas fosfatase ácida e alcalina foram maiores nas áreas de floresta com espécies nativas (FN, RA e FS). Com relação ao pH e P disponível no solo, maiores valores foram obtidos em área agrícola, uma vez que a calagem e adição de adubos fosfatos influenciaram nestas avaliações. A riqueza de espécies de fungos micorrízicos arbusculares denota que as áreas com *A. angustifolia*, mesmo não apresentando maior densidade de esporos, tendem a demonstrar maior riqueza de espécies. De maneira geral, os solos das áreas com menor influência antrópica apresentaram melhores índices de qualidade de solo relacionados ao nitrogênio e fósforo.

**Palavras-chave:** Biomassa microbiana de N. Qualidade do solo. Ecossistemas. *Pinus*. Araucária. Enzimas do solo. Fungos micorrízicos arbusculares.



## 5.1. Introdução

O solo é um ambiente heterogêneo, constituído de diferentes frações (areia, silte, argila e matéria orgânica) que promovem variados habitats para os organismos (GARBEVA et al., 2004), tendo na sua preservação uma das principais bases da sustentabilidade ambiental. Em especial, os microbiologistas vêm investigando o papel da comunidade microbiana na estabilidade dos ecossistemas não somente pela importância econômica referente à produção de alimentos pela agricultura, mas também no sentido de relacionar os efeitos da microbiota do solo sobre a funcionalidade e resiliência ecológica frente a distúrbios em sistemas de uso que alterem a qualidade do solo (GARBEVA et al., 2004; BASTIDA et al., 2006). A degradação da qualidade do solo pelo seu uso inadequado pode ser manifestada por processos erosivos, redução dos teores de matéria orgânica, perda de nutrientes por lixiviação ou por formas gasosas, compactação do solo, redução da biomassa microbiana, atividades enzimáticas, dentre outros. Já em ambientes não agrícolas, o solo é alterado em virtude do desmatamento, remoção da camada superficial do solo, com impacto negativo na microbiota do solo e seus processos (MELLONI et al., 2006), ou até mesmo decorrente da utilização de espécie exóticas para reflorestamento ou plantio comercial, como o caso do *Pinus* e eucalipto, levando a mudanças nos ciclos biogeoquímicos do C, N, P, entre outros (GARBIN et al., 2006; Nogueira et al., 2006). Dentre os elementos que figuram neste contexto, o N e o P são de grande importância para a biota do solo e para a sustentabilidade da comunidade vegetal. O N é um dos mais relevantes, uma vez que possui alta dinâmica e é altamente dependente da atividade biológica, alternando-se entre vários estados de oxidação ( $N_2$ , NO,  $N_2O$ ,  $NH_3/NH_4^+$ ,  $NO_2^-$ ,  $NO_3^-$ ) predominantemente por meio da atividade microbiana. Já o P, está presente em componentes celulares, como ácidos nucleicos, assim como compostos do metabolismo energético como o ATP, apresentando-se no solo de variadas formas, desde orgânica a mineral. Nesse último caso, devido a sua facilidade em formar complexos de alta energia como fosfatos de Ca, Al ou Fe, pode se tornar indisponível. Para que seja disponibilizado por plantas e microrganismos, muitos mecanismos de mineralização e solubilização estão envolvidos, como a liberação de ácidos orgânicos ou a produção de complexantes de cátions envolvidos na indisponibilização do fosfato.

Processos microbianos relacionados à dinâmica do nitrogênio e fósforo são importantes ferramentas na avaliação da saúde e qualidade do solo frente a distúrbios e

manejos a que este é submetido (MATSUOKA et al., 2003; GARBIN et al., 2006; BANING et al., 2008). A biomassa microbiana, que é fração viva da matéria orgânica do solo, pode conter de 3% a 5% do N total e responde prontamente a mudanças na forma de uso e manejo do solo, assim como a qualidade e quantidade de resíduos orgânicos adicionados ao solo (HATCH et al., 2000). A biomassa microbiana representa um reservatório de nutrientes para as plantas, principalmente de N, promovendo assim, a sustentabilidade biológica e a produtividade nos ecossistemas (SCHLOTER et al., 2003).

As enzimas do solo, muitas originadas de microrganismos, são importantes catalisadores de inúmeras reações envolvidas nos ciclos biogeoquímicos, como a decomposição de resíduos orgânicos, ciclagem de nutrientes e formação da matéria orgânica. Assim, a mensuração de suas atividades no solo pode contribuir para melhor compreender os efeitos das práticas de manejo e uso do solo sobre a ciclagem de moléculas orgânicas que são usadas como substrato, potenciais fontes de nutrientes para plantas e microrganismos.

Processos microbianos e enzimáticos relacionados com a mineralização do nitrogênio são de grande importância biológica. Após a amonificação, o amônio ( $\text{NH}_4^+$ ) pode ser imobilizado pelos microrganismos, absorvido pelos vegetais superiores, adsorvidos pelos minerais de argila, ou ser oxidado a nitrato por nitrificação. A nitrificação é realizada em condições aeróbicas por bactérias quimiolitotróficas da família Nitrobacteriaceae que utilizam  $\text{NH}_4^+$  e  $\text{NO}_2^-$  para obtenção de energia. Neste processo ocorre a formação de nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ) e nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), sendo esta última forma de N também assimilável por plantas e microrganismos. Porém, o nitrato está sujeito a perdas no solo por lixiviação ou desnitrificação (SCHLOTER et al., 2003; JACKSON et al., 2008). A desnitrificação é um processo biológico anaeróbico, no qual a utilização de  $\text{NO}_3^-$  comoceptor final de elétrons na cadeia respiratória na respiração anaeróbica leva à formação de gases com potencial efeito estufa como  $\text{N}_2\text{O}$  (óxido nitroso) e  $\text{NO}$  (óxido nítrico), proporcionando efeitos ambientais graves (WALLENSTEIN et al., 2006), uma vez que o óxido nitroso tem um potencial estufa 310 vezes superior ao  $\text{CO}_2$  (ALBRITTON et al., 1996). Nos últimos tempos a emissão de N devido às atividades antrópicas (agricultura, produção de energia e queima de combustíveis fósseis) tem superado as emissões por processos naturais, intensificando as emissões de gases de N na atmosfera e a contaminação de rios e lençóis freáticos por nitrato (GALLOWAY et al., 2004; JACKSON et al., 2008).

Os microrganismos solubilizadores de fosfato, fungos micorrízicos e a atividade de fosfatases são componentes biológicos envolvidos na disponibilização de P às plantas e aos

próprios microrganismos. Neste sentido, a ação de enzimas como fosfatases que catalizam a hidrólise de ésteres e anidro fosfato são de grande importância para a mineralização do P orgânico no solo (OBERSON et al., 2003). Contudo, a utilização de bioindicadores relacionados ao ciclo do P na avaliação da qualidade do solo é pouco usada.

A associação das plantas com fungos micorrízicos favorece a ciclagem de nutrientes e sua absorção pelas plantas, principalmente os poucos móveis no solo como P, Zn e Cu. Estes microrganismos são membros importantes do sistema solo-planta, uma vez que a sua diversidade está intimamente ligada à diversidade e à produtividade das comunidades vegetais, sendo a identificação de espécies por meio dos seus esporos de grande relevância na caracterização de áreas com diferentes manejos e estádios sucessionais (MOREIRA et al., 2007; ZANGARO et al., 2007).

A avaliação de grupos e processos microbianos relacionados ao nitrogênio e fósforo no solo pode ser utilizada no monitoramento das transformações biológicas destes nutrientes, e conseqüentemente, usada como bioindicadores de qualidade do solo e ambiental. O objetivo deste trabalho foi avaliar alguns grupos e processos microbiológicos envolvidos nos ciclos do N e P em Latossolo sob diferentes coberturas vegetais e uso.

## 5.2. Material e Métodos

A amostragem foi realizada em novembro de 2007, em áreas sob diferentes coberturas vegetais e uso do solo na região de Guarapuava (25° 23'36" S e 51° 27'19" W), situada geograficamente no centro-oeste do Estado do Paraná, com altitude média de 1.120 metros. O solo predominante na região e presente nas áreas amostradas é classificado como Latossolo Bruno Álico (EMBRAPA, 2006). Em cada área representativa da cobertura vegetal e uso do solo (Conforme Tabela 1 do Artigo 1) foram delimitados aleatoriamente oito transectos de 15 x 5 m, sobre cada qual foram coletadas aleatoriamente, dentro dos limites do transecto, 15 amostras simples (0-10 cm) que foram homogeneizadas formando oito amostras compostas por área. O solo foi peneirado, acondicionado e armazenado a 5°C até o momento das análises, que foram realizadas no Laboratório de Ecologia Microbiana da UEL, CCB/Depto. de Microbiologia.

O N total foi determinado em 0,5 g de solo seco ao ar após digestão sulfúrica com elevação gradativa da temperatura em bloco digestor até 350°C. Após a destilação das

amostras, foi realizada titulação com  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0,02 N na presença de solução indicadora (BREMNER; MULVANEY, 1982).

O fósforo disponível foi determinado após extração com solução Mehlich I pelo método de redução do ácido ascórbico (MURPHY; RILEY, 1962). O pH do solo foi determinado em suspensão de solo com  $\text{CaCl}_2$  0,01 M na proporção 1:2,5 solo-solução.

A quantificação dos microrganismos proteolíticos e solubilizadores de fosfato foi realizada após diluições seriadas em solução salina (NaCl 0,85%) esterilizada e plaqueamento de 40  $\mu\text{L}$  da diluição  $10^{-4}$  em meio específico (Andrade, 2004). A contagem das unidades formadoras de colônia (UFC) foi realizada após incubação a 28 °C por 5-7 dias. A estimativa do número de microrganismos amonificadores (SARATHCHANDRA, 1978), desnitrificantes (ULBRICH, et al., 2004), protozoários (INGHAM, 1994) nitritadores e nitratadores (SCHMIDT; BELSER, 1994) foi realizada por número mais provável (NMP) em diluições seriadas realizadas em solução salina (NaCl 0,85%) esterilizada e inoculações em meio de cultura específico para cada grupo funcional. O tempo de incubação a 28 °C variou de 4 dias a 6 semanas, dependendo do grupo funcional de microrganismos.

O N da biomassa microbiana foi estimado por fumigação-extração (VANCE et al., 1987). Duas alíquotas de 25 g de solo por amostra foram pesadas e uma foi fumigada por 24 h a 28° C com clorofórmio. Após incubação, realizou-se a extração com  $\text{K}_2\text{SO}_4$  0,5 M e filtragem. Uma alíquota de 20 mL do extrato foi submetida à digestão sulfúrica até 350° C, seguida de destilação a vapor e captação do amônio em solução de ácido bórico e titulação com  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0,0025 N. O N da biomassa microbiana foi calculado com um fator  $K_N = 0,68$  (BROOKES et al., 1985).

O N mineral do solo foi quantificado após extração com KCl 2 N e subsequente destilação. Na primeira destilação o amônio foi determinado após a adição de óxido de magnésio ao extrato, seguido de titulação com  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0,0025 N. Na segunda destilação do mesmo extrato foi avaliado o nitrato convertido a amônia após a adição de liga de Devarda (KEENEY; NELSON, 1982). A taxa de amonificação foi baseada no teor de N mineral na amostra antes e depois da incubação de 100 g de solo em frasco hermeticamente fechado a 28 °C por 21 dias. A taxa de nitrificação foi calculada baseada na conversão de N amoniacal para nitrato em 21 dias de incubação a 28 °C, considerando o amônio adicionado à amostra (125  $\mu\text{g g}^{-1}$ ) e o mineralizado da matéria orgânica, bem como os teores iniciais e finais de amônio e nitrato na amostra (SCHUSTER; SCHRODER, 1990).

Para avaliação da atividade das enzimas urease (EC 3.5.1.5.) (TABATABAI; BREMNER, 1972), glutaminase (EC 3.5.1.2) e asparaginase (EC 3.5.1.1) (FRANKENBERGER; TABATABAI, 1991), foram pesadas alíquotas de 1 g de cada amostra, que foram incubadas a 37° C por 2 horas em tampão THAM (0,05 M) com pH e substrato adequados para cada enzima. Os substratos foram: uréia 0,2 M para urease, L-asparinase 0,5 M para asparaginase e L-glutamina 0,5 M para glutaminase. Após incubação, o N amoniacal foi extraído com KCl-AgSO<sub>4</sub> e quantificado por destilação a vapor, titulação com H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,0025 N. As enzimas fosfatase ácida e alcalina foram avaliadas pela leitura em espectrofotômetro (420 nm) do extrato filtrado após incubação da amostra com tampão MUB (pH 6,5 para fosfatase ácida e 11 para fosfatase alcalina) e solução p-nitrofenilfosfato de sódio (TABATABAI; BREMNER, 1969).

A quantificação de esporos de fungo micorrízicos foi realizada em 20 g de solo disperso em pirofosfato 2% por 1 h, seguida de peneiramento úmido (malha 0,25 mm e 0,053 mm) e centrifugação do sedimento retido na malha de 0,053 mm em água destilada e uma seqüência de três centrifugações (1750 x g por 3 minutos) com sacarose 70%. Em cada centrifugação com sacarose o sobrenadante foi recolhido em peneira de malha de 0,053 mm e realizada a contagem de esporos em lupa no aumento de 40 vezes (Adaptado de GERDEMANN; NICHOLSON, 1963). Após a contagem, os esporos morfológicamente similares foram separados em grupos, fixados em lâminas com PVLG (álcool polivinílico e resina glicerol) com e sem reagente de Melzer, para identificação ao nível espécie, gênero ou família, de acordo com INVAM 2008 (<http://invam.caf.wvu.edu>). Com base na contagem total de esporos e na frequência absoluta (FA) de cada espécie, calculou-se a frequência relativa (FR), em que  $FR = (FA/\text{total de esporos}) * 100$ . O índice de Shannon (H) foi utilizado para calcular a diversidade de espécies de esporos de fungos micorrízicos arbusculares.

Os dados foram submetidos à análise de variância e comparação de médias pelo teste de Tukey ( $P < 0,05$ ) segundo um delineamento inteiramente casualizado. Empregou-se ainda a análise de componentes principais (ACP) pelo programa Canoco para avaliar a relação entre as variáveis e as áreas de estudo (BRAAK; SMILAUER, 1998).

### 5.3. Resultados

Os ecossistemas apresentaram variações nos teores de N total, P disponível e pH foram influenciados entre as áreas (Tabela 6). O baixo pH nas áreas florestais contrastou com a área de cultivos anuais (AGR), sendo 1,15 unidades maior que no ecossistema referência de floresta ombrófila mista (FN). Maiores teores de P disponível foram encontrados na área agrícola, diferindo das demais áreas, que por sua vez não diferiram entre si. O teor de N total teve maior ocorrência na floresta secundária (FS), seguido pelas áreas sob floresta nativa e o reflorestamento com araucária, e finalmente plantio de *Pinus* (PP), corte raso (CR) e AGR com os menores valores. O teor de amônio foi maior em FN e PP, diferindo apenas de CR, o qual apresentou o menor teor. Já o teor de nitrato apresentou maiores valores nas áreas florestais com espécies nativas (FN, RA, FS), e menores em AGR e CR.

**Tabela 6.** pH, N total, P disponível, teor de amônio e nitrato em solo sob remanescente de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com araucária (RA), plantio de *Pinus* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivos anuais (AGR). Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN      | RA      | FS      | PP       | CR     | AGR     | Desvio Padrão |
|---|---------|---------|---------|----------|--------|---------|---------------|
| pH  | 4,10 bc | 3,86 cd | 4,08 bc | 3,68 d   | 4,29 b | 5,25 a  | 0,56          |
| P disponível ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )                   | 0,41 b  | 2,21 b  | 1,62 b  | 2,47 b   | 3,90 b | 13,46 a | 4,76          |
| N total ( $\text{mg g}^{-1}$ )                          | 3,54 bc | 3,86 b  | 4,32 a  | 3,16 cd  | 3,07 d | 2,58 e  | 0,62          |
| N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ ) | 7,89 a  | 6,87 ab | 6,14 ab | 7,89 a   | 3,95 b | 4,76 ab | 0,86          |
| N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ ) | 24,37 a | 21,72 a | 19,80 a | 16,91 ab | 9,80 b | 11,36 b | 1,78          |

Dentre os grupos funcionais de microrganismos cultiváveis, relacionados com o ciclo do N, somente os nitrificadores apresentaram variações entre as áreas (Tabela 7). Esse grupo funcional apresentou maior ocorrência na área agrícola, seguido pelo corte raso e as demais áreas. Considerando a diferença da área agrícola em relação à área nativa de 1,36 unidades logarítmicas, representa uma comunidade de nitrificadores 20 vezes maior na área agrícola.

Os demais grupos funcionais de microrganismos (amonificadores, nitrificadores, desnitrificantes e proteolíticos) não diferiram entre as áreas, mas de maneira geral, apresentaram alta ocorrência no solo, com valores variando de cerca de 5 a 7 unidades

logarítmicas. Já a BMN foi favorecida nas áreas de RA, FN e FS. Em PP, CR e AGR houve um decréscimo de 30, 50 e 61% na BMN, respectivamente, em comparação com a área sob vegetação nativa.

**Tabela 7.** Grupos funcionais de microrganismos relacionados ao ciclo do nitrogênio e biomassa microbiana de nitrogênio (BMN) em solo sob remanescente de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com araucária (RA), plantio de *Pinus* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivos anuais (AGR). Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN      | RA      | FS      | PP     | CR      | AGR    | Desvio Padrão |
|---|---------|---------|---------|--------|---------|--------|---------------|
| Amonificadores (Log NMP g <sup>-1</sup> )   | 5,70 a  | 6,26 a  | 6,71 a  | 5,98 a | 5,97 a  | 5,52 a | 0,78          |
| Nitritadores (Log NMP g <sup>-1</sup> )     | 2,96 b  | 3,03 b  | 3,09 b  | 3,10 b | 3,25 ab | 4,32 a | 0,62          |
| Nitratadores (Log NMP g <sup>-1</sup> )     | 6,57 a  | 7,08 a  | 7,68 a  | 7,52 a | 7,22 a  | 7,56 a | 0,99          |
| Desnitrificantes (Log NMP g <sup>-1</sup> ) | 4,88 a  | 5,04 a  | 5,13 a  | 5,21 a | 5,17 a  | 4,93 a | 0,33          |
| Proteolítico (Log UFC g <sup>-1</sup> )     | 6,40 a  | 6,51 a  | 6,67 a  | 6,40 a | 6,61 a  | 6,64 a | 0,20          |
| Protozoários (Log NMP g <sup>-1</sup> )     | 3,09 a  | 3,27 a  | 3,31 a  | 3,30 a | 3,28 a  | 3,26 a | 0,14          |
| BMN (µg g <sup>-1</sup> )                   | 127,5 a | 135,1 a | 151,6 a | 88,9 b | 63,3 bc | 49,6 c | 42,5          |

A taxa de amonificação apresentou maiores valores na floresta secundária e reflorestamento com araucária (Tabela 8), enquanto que o plantio de *Pinus* e cultivos anuais apresentaram os menores valores. Em contraste, a taxa de nitrificação, que indica a transformação do N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> a N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, foi maior na área de cultivos anuais, distinguindo significativamente das demais áreas.

**Tabela 8.** Processos microbianos e atividade de enzimas relacionadas ao ciclo do nitrogênio em solo recoberto com remanescente de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com araucária (RA), plantio comercial de *Pinus* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivos anuais (AGR). Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|   | FN     | RA      | FS      | PP     | CR      | AGR    | Desvio padrão |
|---|--------|---------|---------|--------|---------|--------|---------------|
| Taxa Amonificação (µg N g <sup>-1</sup> dia <sup>-1</sup> ) | 1,1 bc | 1,7 ab  | 2,5 a   | 0,5 c  | 0,8 bc  | 0,7 c  | 0,2           |
| Taxa Nitrificação (%)                                       | 33,4 b | 32,2 bc | 29,4 bc | 18,9 c | 27,5 bc | 45,0 a | 2,0           |

|  |          |         |          |          |          |        |       |
|--|----------|---------|----------|----------|----------|--------|-------|
| Asparaginase<br>( $\mu\text{g N g}^{-1}$ ) | 163,9 ab | 187,9 a | 179,3 ab | 88,4 cd  | 130,4 bc | 47,5 d | 60,91 |
| Glutaminase<br>( $\mu\text{g N g}^{-1}$ )  | 569,5 a  | 466,6 a | 518,5 a  | 180,2 bc | 294,6 b  | 65,8 c | 196,8 |
| Urease<br>( $\mu\text{g N g}^{-1}$ )       | 279,0 b  | 181,0 c | 351,4 a  | 183,8 c  | 135,5 d  | 35,6 e | 105,5 |

A atividade de algumas enzimas envolvidas nas transformações do N também variou significativamente entre as áreas. As atividades da asparaginase e glutaminase foram semelhantes, apresentando maiores atividades nas áreas sob floresta com espécies nativas, seguidas pelas áreas reflorestadas com *Pinus*, e menores valores na área agrícola (AGR), esta, por sua vez, não diferindo da área sob PP. Contudo, a atividade da glutaminase foi, em média, duas vezes maior que a da asparaginase. O comportamento da atividade da urease foi similar ao das demais enzimas e foi maior em FS, decrescendo na seguinte ordem: FN, PP, RA, CR e AGR.

A fosfatase ácida apresentou maior atividade na floresta secundária e nativa, diminuindo nas demais áreas, apresentado menor atividade em AGR. Já a fosfatase alcalina teve maiores valores em FS, não diferindo de PP e CR, e menores valores em AGR, RA e FN. A densidade de microrganismos solubilizadores de fosfato não diferiu entre as áreas, sendo que em PP não houve crescimento dos solubilizadores (Tabela 9).

**Tabela 9.** Atividade de fosfatases e densidade de microrganismos solubilizadores de fosfato em solo recoberto com remanescente de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com araucária (RA), plantio comercial de *Pinus* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivos anuais (AGR). Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

|  | FN        | RA        | FS       | PP       | CR       | AGR     | Desvio padrão |
|--|-----------|-----------|----------|----------|----------|---------|---------------|
| Fosfatase ác.<br>( $\mu\text{g PNP g}^{-1} \text{ h}$ )  | 1369,1 ab | 1157,7 bc | 1499,7 a | 987,9 cd | 1070,1 c | 766,0 d | 264,6         |
| Fosfatase alc.<br>( $\mu\text{g PNP g}^{-1} \text{ h}$ ) | 469,7 b   | 439,0 b   | 819,0 a  | 609,9 ab | 634,3 ab | 400,3 b | 109,85        |
| Solub. de<br>fosfato (Log<br>UFC $\text{g}^{-1}$ )       | 6,02 a    | 5,76 a    | 5,78 a   | -        | 5,56 a   | 5,81 a  | 0,25          |

No total, vinte e duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares foram encontradas nas áreas, com base na morfologia dos esporos. Dentre estas, a ocorrência foi de 19 em FN, 20 em RA, 15 em PP, 20 em FS, 20 em CR e 14 em AGR. O maior número total de esporos foi obtido em PP, totalizando 3109 nas 8 sub-amostras representativas dessa vegetação



(Tabela 10), com menores densidades em FN (908 esporos) e AGR (566 esporos). Com relação a diversidade, avaliada pelo índice de Shannon (H), as áreas com *A. angustifolia* apresentaram maiores valores (2,246 e 2,236, respectivamente FN e RA), contrastando com PP e CR, que apresentaram menor riqueza. Dentre as espécies encontradas, a grande maioria pertence às famílias Acaulosporaceae e Glomaceae, sendo Gigasporaceae e Paraglomaceae pouco observadas. Nas Acaulosporaceae, sete foram identificadas ao nível de espécie e cinco até gênero. Já em Glomaceae, duas foram identificadas em espécies e cinco até gênero. As espécies *Glomus* sp.4, sp.3, sp.2 e sp.1 apresentaram maior frequência que as demais espécies de *Glomus*. Já entre as Acaulosporaceae, *Acaulospora* sp.2 foi a que apresentou maior frequência, juntamente com *A. mellea* e *A. foveata*. A família Acaulosporaceae apresentou maior frequência nas áreas florestais, enquanto que a família Glomaceae teve maior predomínio na área agrícola.

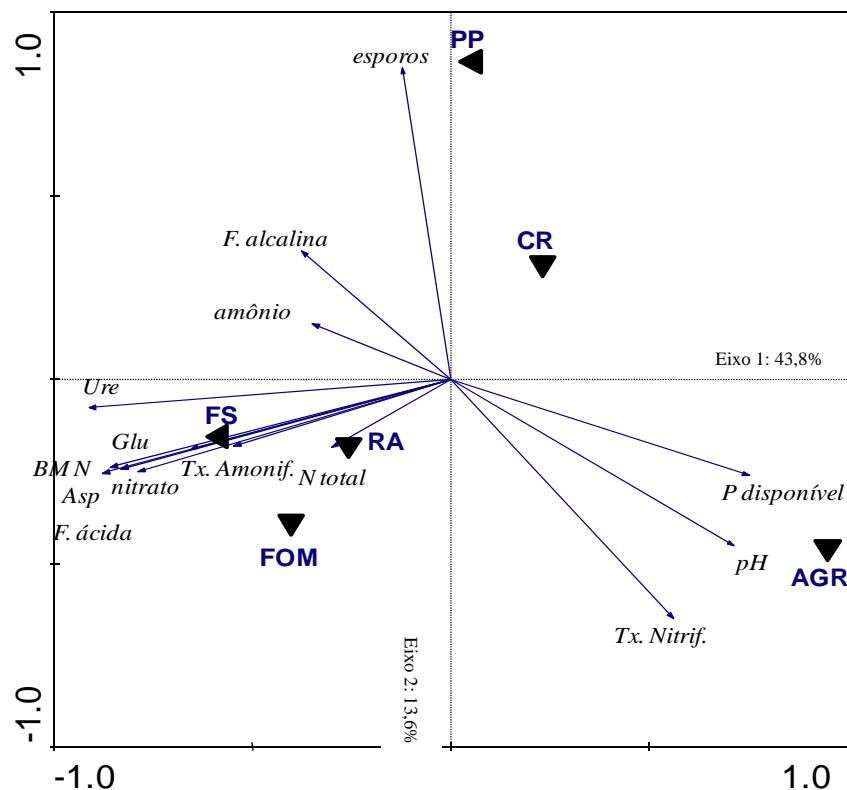
**Tabela 10.** Frequência absoluta (FA) e relativa (FR) de esporos de fungos micorrízicos arbusculares em 20 g de solo de área recoberta com remanescente de Floresta Ombrófila Mista (FN), reflorestamento com araucária (RA), plantio comercial de *Pinus* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultivos anuais (AGR).

| Espécies de esporos           | FN  |         | RA  |        | FS  |        | PP   |        | CR   |        | AGR |        |
|-------------------------------|-----|---------|-----|--------|-----|--------|------|--------|------|--------|-----|--------|
|                               | FA  | FR* (%) | FA  | FR (%) | FA  | FR (%) | FA   | FR (%) | FA   | FR (%) | FA  | FR (%) |
| <i>Acaulospora foveata</i>    | 19  | 2,1     | 105 | 6,8    | 60  | 3,6    | 105  | 3,4    | 65   | 3,2    | 10  | 1,8    |
| <i>A. mellea</i>              | 164 | 18,1    | 160 | 10,3   | 216 | 13,0   | 393  | 12,6   | 116  | 5,7    | 24  | 4,3    |
| <i>A. morrowiae</i>           | 38  | 4,2     | 54  | 3,5    | 29  | 1,8    | 31   | 1,0    | 47   | 2,3    | 21  | 3,7    |
| <i>A. scrobiculata</i>        | 1   | 0,1     | 1   | 0,1    | 1   | 0,1    | 1    | 0,1    | 11   | 0,5    | -   | -      |
| <i>A. spinosa</i>             | 1   | 0,1     | 13  | 0,8    | 5   | 0,3    | -    | -      | -    | -      | -   | -      |
| <i>A. tuberculata</i>         | 3   | 0,3     | 6   | 0,4    | 8   | 0,5    | -    | -      | 16   | 0,8    | -   | -      |
| <i>A. bireticulata</i>        | -   | -       | -   | -      | -   | -      | -    | -      | 8    | 0,4    | -   | -      |
| <i>Acaulospora</i> sp.1       | -   | -       | -   | -      | 11  | 0,7    | -    | -      | 4    | 0,2    | 3   | 0,5    |
| <i>Acaulospora</i> sp.2       | 215 | 23,7    | 460 | 29,7   | 482 | 28,9   | 1208 | 38,8   | 737  | 36,0   | 114 | 20,1   |
| <i>Acaulospora</i> sp.3       | 25  | 2,7     | 16  | 1,1    | 4   | 0,2    | 10   | 0,4    | 2    | 0,1    | -   | -      |
| <i>Acaulospora</i> sp.4       | 16  | 1,8     | 23  | 1,9    | 23  | 1,4    | 27   | 0,9    | 7    | 0,3    | 6   | 1,1    |
| <i>Acaulospora</i> sp.5       | 5   | 0,5     | 8   | 0,5    | 7   | 0,4    | 10   | 0,4    | 4    | 0,2    | -   | -      |
| Família Acaulosporaceae       | 487 | 53,6    | 846 | 54,7   | 846 | 50,8   | 1785 | 57,4   | 1017 | 49,9   | 178 | 31,4   |
| <i>Archeospora leptoticha</i> | 13  | 1,4     | 2   | 0,1    | 2   | 0,1    | -    | -      | -    | -      | -   | -      |
| <i>Glomus geosporum</i>       | 10  | 1,1     | 25  | 1,6    | -   | -      | 23   | 0,7    | 6    | 0,3    | 17  | 3,0    |
| <i>G. microaggregatum</i>     | 19  | 2,1     | 3   | 0,2    | 7   | 0,4    | -    | -      | 1    | 0,05   | -   | -      |
| <i>Glomus</i> sp.1            | 66  | 7,3     | 78  | 5,0    | 298 | 17,9   | 211  | 6,8    | 29   | 1,4    | 21  | 3,7    |
| <i>Glomus</i> sp.2            | 105 | 11,6    | 254 | 16,4   | 185 | 11,1   | 300  | 9,6    | 631  | 30,8   | 162 | 28,6   |
| <i>Glomus</i> sp.3            | 1   | 0,1     | 35  | 2,7    | 2   | 0,1    | 513  | 16,5   | 220  | 10,7   | 102 | 18,0   |
| <i>Glomus</i> sp.4            | 151 | 16,6    | 170 | 11,0   | 184 | 11,0   | 169  | 5,4    | 62   | 3,0    | 30  | 5,3    |
| <i>Glomus</i> sp.5            | 21  | 2,3     | 44  | 2,8    | 67  | 4,0    | 16   | 0,5    | 22   | 1,1    | 3   | 0,5    |
| Família Glomaceae             | 386 | 42,5    | 611 | 39,4   | 745 | 44,7   | 1232 | 39,6   | 971  | 47,4   | 335 | 59,1   |

|   |          |     |           |     |          |     |         |     |         |     |         |     |
|---|----------|-----|-----------|-----|----------|-----|---------|-----|---------|-----|---------|-----|
| <i>Paraglomus occultum</i><br>(Família Paraglomaceae) | 35       | 3,8 | 91        | 5,9 | 73       | 4,4 | 92      | 3,0 | 58      | 2,8 | 44      | 7,8 |
| Família Gigasporaceae                                 | -        | -   | 2         | 0,1 | 2        | 0,1 | -       | -   | 2       | 0,1 | 10      | 1,8 |
| Total de indivíduos                                   | 908      |     | 1550      |     | 1665     |     | 3109    |     | 2047    |     | 566     |     |
| Esporos por área (20 g)                               | 113,5 cd |     | 193,7 bcd |     | 208,1 bc |     | 388,6 a |     | 255,9 b |     | 70,7 d  |     |
| Número de espécies                                    | 19       |     | 20        |     | 20       |     | 15      |     | 20      |     | 14      |     |
| Shannon (H)   | 2,25 a   |     | 2,24 a    |     | 2,10 b   |     | 1,90 d  |     | 1,81 d  |     | 2,07 bc |     |

\* FR = (FA/total de esporos)\*100.

A análise de componentes principais indicou que o reflorestamento com araucária e floresta secundária estão relacionados com a área nativa (Figura 2), indicando que estas áreas apresentam mais propriedades comuns entre si. As áreas sob PP, CR e AGR se apresentaram dispersas no plano fatorial, sugerindo poucas propriedades em comum e também diferentes das três áreas com espécies arbóreas nativas. As variáveis: taxa de amonificação, BMN, N total e atividades enzimáticas, (exceto fosfatase alcalina) e teor de nitrato apresentaram maior relação com RA, FN e FS, enquanto que a taxa de nitrificação, pH e P disponível no solo foram as variável que mais se relacionaram com AGR.



**Figura 2.** Análise de componentes principais (ACP) baseada em aspectos biológicos, enzimáticos e químicos relacionados ao ciclo do N e P em solo sob floresta nativa (FN), reflorestamento com *A. angustifolia* (RA), plantio de *P. elliotii* (PP), Floresta secundária (FS), corte raso de *Pinus* (CR) e cultura anuais (AGR). Ure – urease; Glu – glutaminase; Asp – asparaginase.

## 5.4. Discussão

Os nitrificadores foi o único grupo funcional influenciando pelos ecossistemas estudados, com maior valor na área agrícola, seguido pelo corte raso. A nitrificação é um processo que envolve grupos de microrganismos oxidantes de amônio (nitrificadores, oxidam  $\text{NH}_4^+$  a  $\text{NO}_2^-$ ) e os oxidantes de nitrito (nitratores, oxidam  $\text{NO}_2^-$  a  $\text{NO}_3^-$ ) (GODDE; CORAD, 2000). O primeiro grupo é representado por poucos gêneros de bactérias do solo como *Nitrosomonas*, *Nitrosolobus* e *Nitrosospira*. A maior ocorrência desse grupo de microrganismos na área AGR coincidiu com a maior taxa de nitrificação, sugerindo maior capacidade de oxidação de nitrogênio amoniacal à forma nítrica, decorrente de processos microbianos. Essa maior conversão de N-amoniacal a nitrito não é vantajosa, pois a forma nítrica está sujeita a perdas no solo por desnitrificação e/ou lixiviação (SCHLOTTER et al., 2003; JACKSON et al., 2008). No caso da lixiviação, o  $\text{NO}_3^-$  pode acarretar em contaminação de lençóis freáticos e rios enquanto que as perdas por desnitrificação levam à produção do  $\text{N}_2\text{O}$ , o qual apresenta potencial de efeito estufa 310 vezes maior que o  $\text{CO}_2$  (ALBRITTON et al., 1996). Assim, as formas de manejo de solo que favoreçam a nitrificação tendem a ter maiores custos econômicos e ambientais, uma vez que o N adicionado em vez de ser fornecido às plantas será agravante de problemas ambientais. Quando se comparam os microrganismos nitrificadores, observa-se que os nitratores apresentam maior ocorrência que os nitrificadores. As maiores taxas de amonificação nas áreas florestais com espécies nativas, sobretudo a floresta secundária, denotam a maior capacidade do solo em fornecer N amoniacal à vegetação a partir de reservas orgânicas. De acordo Singh et al. (2001) a taxa de amonificação aumenta conforme o estágio sucessional do sistema ecológico, ao passo que a nitrificação tende a diminuir. Sistemas mais novos tendem a apresentar maior taxa de nitrificação, a qual suprime a amonificação (MONTAGNINI, 1989). Porém, com o avanço do estágio sucessional esta característica é invertida. O aumento da nitrificação em solos após distúrbios pode estar relacionado à maior disponibilidade de  $\text{NH}_4^+$  nestas áreas, que serve como substrato para microrganismos nitrificadores. Já o decréscimo deste processo em áreas em estádios sucessionais avançados pode ser atribuído à inibição aleloquímica dos microrganismos nitrificantes, competição entre organismos por nutrientes, menor disponibilidade de N amoniacal pela rápida imobilização microbiana e vegetal e condições edáficas que podem desfavorecer esses microrganismos (MONTAGNINI, 1989). Contudo, Garbin et al. (2006) observaram maior taxa de amonificação em áreas de *Pinus* quando

comparadas com Floresta Ombrófila Mista, que apresentou maior taxa de nitrificação. Estes resultados são contrários aos encontrados neste trabalho, sendo que estes autores sugeriram que a nitrificação nem sempre é inibida nos estádios sucessionais tardios.

Os microrganismos nitrificadores são favorecidos em condições de pH mais elevado, como é o caso da área agrícola devido à calagem que a área recebe. O menor potencial de fornecimento de N pelo solo agrícola coincide com seu menor teor de N total. Já o maior valor observado nas áreas florestais, em adição aos maiores valores BMN, induz ao raciocínio de que menos nitrogênio está sendo perdido no solo nessas condições, uma vez que há condições favoráveis à imobilização do N na biomassa microbiana e vegetal, e menor velocidade de conversão do N amoniacal a nitrato, diminuindo o potencial de perdas por lixiviação e desnitrificação.

Os maiores valores de BMN, encontrados nos ecossistemas com vegetação nativa, sugerem que estas áreas apresentam maior estoque de N microbiano que PP, CR e AGR. Sendo assim, a menor qualidade da serrapilheira nestas últimas áreas, de relação C/N maior (Artigo 1), devido à origem dos resíduos que retornam ao solo, pode ter influenciado negativamente a imobilização de nitrogênio pela comunidade microbiana (Li et al., 2004).

Quando se observam as atividades enzimáticas nestas áreas, visualiza-se a função catalisadora da biomassa microbiana. A atividade enzimática é sensível às mudanças no manejo dos solos e com isso pode antecipar distúrbios na qualidade do mesmo. Para as enzimas do ciclo do N, as maiores atividades encontradas em FN, RA e FS se devem provavelmente mais à qualidade que a quantidade de restos vegetais oriundos da vegetação. Assim, essas três áreas, mesmo contribuindo com menor aporte de resíduos orgânicos em comparação com a área sob CR (Artigo 1), apresentaram maiores teores de N total do solo, o que estimula a biomassa microbiana e serve de substrato para as enzimas. Solos que apresentam maiores estoques de carbono orgânico e boas condições físicas e químicas, de modo geral, suprem as necessidades nutricionais da comunidade microbiana, favorecendo ao aumento de sua biomassa e atividade (ZHANG et al., 2006). Neste sentido, o manejo adotado e a menor diversidade da cobertura vegetal, assim como dos resíduos vegetais, podem ter influenciado a baixa atividade enzimática no solo agrícola. As observações obtidas neste trabalho em área agrícola para a enzima urease também foram constatadas por Caravaca et al. (2002), em que essa enzima responsável pela hidrólise da uréia com formação de amônio apresentou menor atividade em áreas cultivadas (azeitona, trigo, videira) em relação às não cultivadas. Para esses autores, esta enzima é muito dependente da atividade microbiana, e por

sua vez os baixos valores obtidos em áreas agrícolas indicam a diminuição do metabolismo microbiano, afetando assim a transformação do N. Saviozzi et al. (2001) em estudos com diferentes áreas sob distúrbios e em recuperação, obtiveram baixa atividade de urease em sistema de plantio de cereais, devido possivelmente ao intenso uso do solo para este fim. A avaliação da atividade das enzimas relacionadas ao ciclo do N como urease, asparaginase e glutaminase são de grande importância para o entendimento da mineralização do N orgânico no solo.

As maiores atividades de fosfatases na floresta secundária, mas também nas áreas reflorestadas com espécies arbóreas nativas, podem estar relacionadas à rápida ciclagem de fósforo nesses solos, uma vez que os teores disponíveis são os mais baixos comparados com as demais áreas. Assim, plantas e microrganismos são dependentes da mobilização da fração orgânica do P para que possam utilizá-lo em seus processos metabólicos. No caso da fosfatase ácida, devido sua origem vegetal e microbiana, pode ter favorecido sua alta atividade em áreas em que a cobertura vegetal foi mais abundante e diversa, onde também houve maior biomassa microbiana. A fosfatase ácida aparentemente apresenta uma relação inversa com o P disponível, como observado em AGR. Contudo, essa relação ainda não é totalmente aceita, sendo que alguns autores relatam que as atividades destas enzimas não são afetadas pelo teor de P inorgânico no solo (STALEY et al., 2008; SCOTT; CONDRON, 2003). Staley et al. (2008) não observaram, em áreas de floresta, pastagem e sistema silvopastoril, regulação da síntese de fosfatases pelo teor de P inorgânico. Provavelmente a atividade da fosfatase seja mais dependente da presença de P orgânico como indutor de sua produção e atividade no solo, da biomassa microbiana e comunidade vegetal no caso da fosfatase ácida.

A relação entre pH com a atividade das fosfatases foi pouco evidente. Muitos autores correlacionam a atividade das fosfatases ácida e alcalina com o pH do solo (RENELLA et al., 2006; TRIPATHI et al., 2007 ) uma vez que há um valor de pH ótimo para a máxima atividade dessas enzimas (6,5 e 11 para ácida e alcalina, respectivamente). Porém, outras variáveis podem modular conjuntamente a atividade destas enzimas, como a atividade microbiana, quantidade e qualidade do resíduo vegetal, teor de matéria orgânica e disponibilidade de P inorgânico no solo (TRIPATHI et al., 2007).

Tanto a quantidade total de esporos de fungos micorrízicos (FMA) arbusculares quanto o número de espécies foram reduzidos na área agrícola. Por outro lado, mesmo com o maior número de esporos, também houve menos número de espécies em PP quando comparadas com as demais áreas florestais. Na floresta nativa, o menor número de esporos de

FMA deve-se, provavelmente, ao fato de ser um ambiente estável, uma vez que a esporulação pode ser estimulada nos ambientes submetidos a alguma perturbação (Moreira et al., 2007). Além disso, a esporulação é mais evidenciada em áreas de estádios sucessionais iniciais da sucessão vegetal, com predomínio de plantas jovens, de crescimento rápido, que apresentam baixas reservas nutricionais e por isso são mais dependentes da simbiose para melhorar a eficiência na captação de nutrientes, como o P (ZANGARO et al., 2007; LYNCH; HO, 2005).

Duas principais famílias, Glomaceae e Acaulosporaceae, foram dominantes, com ocorrência muito baixa de indivíduos da família Gigasporaceae e Paraglomaceae (*P. ocuttum*). Por sua vez, a grande maioria das espécies foi observada em quase todas as áreas avaliadas, em maior ou menor ocorrência. Uma única espécie (*A. bireticulata*) apareceu em apenas uma área (CR). Vários são os fatores que podem contribuir para variar tanto a ocorrência de espécies, quanto a densidade de indivíduos de uma mesma espécie. Dentre estes, a ocorrência de espécies hospedeiras, o estágio sucessional da comunidade vegetal, variação da umidade do solo, manejo do solo, disponibilidade de P e outros nutrientes, podem ter determinado estas diferenças. Contudo, a grande densidade de esporos em algumas áreas nem sempre resultou em maior diversidade, como observado em PP. Já em AGR, a baixa diversidade de plantas, aplicação de fertilizantes, revolvimento do solo, falta de planta hospedeira na entressafra, uso de fungicidas, etc., podem ter influenciado na baixa contagem e diversidade de esporos de fungos micorrízicos. Por outro lado, nas áreas com araucária (reflorestada ou nativa) ou floresta secundária, houve maior diversidade de espécies. Souza et al. (2003) e Moreira et al. (2007) observaram que o número de esporos tende a ser maior em área nativa de araucária em relação a área reflorestada com araucária. Estes mesmos autores relatam que a diversidade vegetal pode aumentar a quantidade de espécies de esporos de fungos micorrízicos. Além disso, certas espécies do gênero *Glomus* são mais adaptadas a solos ácidos, além de apresentarem alta competitividade e taxa reprodutiva, podendo se tornar dominante na comunidade de fungos micorrízicos (SIEVERDING, 1991). Estes dados estão parcialmente de acordo com os deste trabalho, uma vez que o gênero *Glomus* apresentou maior prevalência apenas na área agrícola, enquanto que nas demais áreas a prevalência foi do gênero *Acaulospora*. As espécies mais abundantes foram do gênero *Acaulospora*, totalizando 12 espécies. Entretanto, o número total de esporos desse gênero foi menor que do gênero *Glomus*.

Com relação ao índice de Shannon (H), maior valor foi encontrado nas áreas com araucária, o que coincide com a maior diversidade de espécies vegetais (KERNAGHAN,

2005). Algumas espécies de fungos produzem mais esporos que outras, uma vez que fatores ambientais podem modular esse caráter. Desta forma, o pH do solo, diversidade de hospedeiros, assim como a concentração de nutrientes, como o P, podem estar relacionados com a densidade de esporos do solo. A maioria dos esporos identificados neste trabalho foram encontrados em faixas de pH entre 3,7 a 5,2, o que denota a plasticidade destas espécies em diferentes faixas de acidez do solo. Por exemplo, espécies como *A. scrobiculata*, *A. spinosa* e *G. aggregatum* foram encontradas tanto em faixas de pH entre 3,4 a 4,1 (SOUZA et al., 2003) quanto entre 3,0 a 8,0 (SCHENCK; SIQUEIRA 1987).

A análise de componentes principais revelou grande distinção entre as áreas de ecossistemas contendo espécies nativas em relação àqueles cultivados com *Pinus* ou culturas anuais. Os ecossistemas com reflorestamento com araucária e floresta secundária estão relacionados com a área nativa, nas quais as variáveis do ciclo do N como taxa de amonificação, BMN, as enzimas urease, asparaginase e glutaminase e do ciclo do P como fosfatase ácida apresentaram maior destaque. Em estudos de qualidade do solo e atividades microbiológicas espera-se encontrar estímulo de bioindicadores em áreas de floresta quando relacionadas com outras áreas. Isto é atribuível ao aporte e à qualidade dos resíduos vegetais e matéria orgânica encontrados nestes ecossistemas, os quais favorecem ao desenvolvimento microbiano também pelas menores variações de temperatura e umidade do solo. Além disso, o não revolvimento do solo promove a manutenção de raízes e hifas de fungos. Todas estas condições favorecem ao estabelecimento e funcionalidade dos microrganismos, fato este observado na relação das enzimas dos ciclos do N e P com BMN nas áreas de com floresta de espécies nativas. A função de dreno e fonte de nutrientes propiciada pela biomassa microbiana é vital, pois é uma forma de nutriente que pode ser rapidamente mineralizada e disponibilizada às plantas e microrganismos, sendo considerado relevante para a manutenção de ecossistemas naturais (JENKINSON et al., 2004).

Em contrapartida, as áreas de PP e CR estão relacionadas entre si e em oposição às áreas florestais, porém, nenhuma variável está relacionada a elas, exceto PP que está relacionada com a densidade de esporos de fungos micorrízicos. Já AGR está em oposição às demais áreas, principalmente as florestais com espécies arbóreas nativas, estando correlacionada com o P disponível, pH e taxa de nitrificação indicando maiores potenciais de perdas de N nessas condições. Nesse caso, o uso intensivo do solo, com prevalência de nitrificação, é maior que em ambientes estáveis (SINGH et al., 2001). Além disso, a correlação do P disponível e pH com AGR decorre o fato da aplicação de adubação fosfatada

e calagem que as áreas agrícolas recebem. A distinção observada nas áreas com *Pinus* pode ser decorrente da constituição da comunidade vegetal e conseqüentemente da serrapilheira que recobre o solo. A retirada da cobertura vegetal, seguida de exploração do solo como em AGR, acarreta diminuição de indicadores de qualidade química, microbiológica e bioquímica do solo (CARAVACA et al., 2002).

Assim, práticas de uso do solo que favoreçam ao aumento dos teores de carbono orgânico para estimular a atividade e diversidade biológica e restabelecer a dinâmica dos ciclos do N e P, pelo menos para níveis próximos aos sistemas naturais, são desejáveis.

## 5.5. Referências

ALBRITTON, D.; DERWENT, R.; ISAKSEN, I.; LAL, M. WUEBBLES, D. Radioactive forcing of climate change. In: HOUGHTON, J.T.; DING, Y.; GRIGGS, D.J.; NOGUER, M.; VAN DER LINDEN, P.J.; XIAOSU, D. (eds). **Climate change 1995. The science of climate change**. New York: Cambridge University Press, p.118-131, 1996.

ANDRADE, G. Role of functional groups of microorganisms on the rhizosphere microcosm dynamics. In: VARMA A.; ABBOTT L.; WERNER, D.; HAMPP, R. (Eds.), **Plant Surface Microbiology**. Berlin: Springer-Verlag, p.51-69, 2004.

BRAAK, C.J.F.; SMILAUER, P. CANOCO Reference Manual and User's Guide to Canoco for Windows: Software for Canonical Community Ordination (version 4). Microcomputer Power (Ithaca, NY, USA), 1998. 352 p.

BASTIDA, F.; MORENO, J.L.; HERNÁNDEZ, T.; GARCÍA, C. Microbiological activity in a soil 15 years after its devegetation. **Soil Biology and Biochemistry**. v.38, p.2503-2507, 2006.

BREMNER, J.M.; MULVANEY, C.S. Nitrogen-total. In: PAGE, A.L.; MILLER, R.H.; KEENEY, D.R. (eds.). **Methods of soil analysis**, part 2: Chemical and microbiological properties. Madison: American Society of Agronomy, p. 595-624.1982.

BROOKES, P.C.; LANDMAN, A.; PRUDEN, 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 Biology and Biochemistry**, v.17, p.837-842, 1985.

CARAVACA, F.; MASCIANDARO, G.; CECCANTI, B. Land use in relation to soil chemical and biochemical properties in a semiarid Mediterranean environment. **Soil and Tillage Research**, v.68, p.23-30, 2002.

EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 2.ed. Rio de Janeiro: Serviço Nacional de Levantamento e Classificação de Solos. 2006. 306 p.

FRANKENBERGER, W.T.; TABATABAI, M.A. Asparaginase activity of soils. **Biology and Fertility of Soils**, v.11, p.6-12. 1991.



GALLOWAY, J.N.; DENTENER, F.J.; CAPONE, D.G.; BOYER, E.W.; HOWARTH, R.W.; SEITZINGER, S.P.; ASNER, G.P.; CLEVELAND, C.C.; GREEN, P.A.; HOLLAND, E.A.; KARL, D.M.; MICHAELS A.F.; PORTER, J.H.; TOWNSEND, A.R.; VOROSMARTY, C.J. Nitrogen cycles: past, present, and future. **Biogeochemistry**, v.70, p.153–226, 2004.

GARBEVA, P.; VAN VEEN, J.A.; VAN ELSAS J.D. Microbial Diversity in Soil: Selection of Microbial Populations by Plant and Soil Type and Implications for Disease suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, v.42, p.243–70, 2004.

GARBIN, M. L.; ZANDAVALLI, R. B.; DILLENBURG, L. R. Soil patches of inorganic nitrogen in subtropical Brazilian plant communities with *Araucaria angustifolia*. **Plant and Soil** v.286, p.323–337, 2006.

GERDEMANN, J. W.; NICHOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v.446, n.2, p.235-344, 1963.

GODDE, M.; CONRAD, R. Influence of soil properties on the turnover of nitric oxide and nitrous oxide by nitrification and denitrification at constant temperature and moisture. **Biology and Fertility of Soils**, v.32, p.120–28, 2000.

HATCH, D.J.; LOVELL, R.D.; ANTIL, R.S.; JARVIS, S.C.; OWEN, P.M. Nitrogen mineralization and microbial activity in permanent pastures amended with nitrogen fertilizer or dung. **Biology and Fertility of Soils**, v.30, p.288-293, 2000.

INGHAM, E.R. Protozoa. In: R.W. WEAVER, ANGLE, S., BOTTOMLEY, P., BEZDICEK, D., SMITH, S., TABATABAI, A., WOLLUM, A. (Eds.), Methods of Soil Analysis. Part 2: Microbiological and biochemical properties. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, p. 491-515, 1994.

INVAM, 2008. **International Culture Collection of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi**. Disponível em: <<http://invam.caf.wvu.edu>> Acesso em: 15 jan. 2009.

JACKSON, L. E.; BURGER, M.; CAVAGNARO, T. R. Roots, Nitrogen Transformations, and Ecosystem Services. **Annual Review of Plant Biology**, v.59, p.341–363, 2008.

JENKINSON, D.S.; BROOKES, P.C.; POWLSON, D.S. Measuring soil microbial biomass. **Soil Biology and Biochemistry**, v.36, p.5-7, 2004.

KEENEY, D.R.; NELSON, D.W. Nitrogen inorganic forms. In: Page, A.L. et al. (eds). Methods of soil analysis. Part.2: Chemical and Microbiological Properties American Society of Agronomy. **Soil Science of America**, Madison, p.643-698, 1982.

KERNAGHAN, G. Mycorrhizal diversity: Cause and effect? **Pedobiologia**, v.49, p.511-520, 2005.

LI, Q.; ALLEN, H.L.; WOLLUM II, A.G. Microbial biomass and bacterial functional diversity in forest soils: effects of organic matter removal, compaction, and vegetation control. **Soil Biology and Biochemistry**, 36: 571-579. 2004.

LYNCH, J. P.; HO, M. D. Rhizoeconomics: carbon costs of phosphorus acquisition. **Plant and Soil**, v.269, p.45–56, 2005.

MATSUOKA, M.; MENDES, I.C.; LOUREIRO, M.F. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas anuais e perenes na região de Primavera do Leste, (MT). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v.24, p.425-433, 2003.

- MELLONI, R.; MOREIRA, F.M.S.; NÓBREGA, R.S.A.; SIQUEIRA, J.O. Eficiência e diversidade fenotípica de bactérias diazotróficas que nodulam caupi (*Vigna unguiculata* L. Walp) e feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) em solos de mineração de bauxita em reabilitação. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.30, n.2, p.235-246, 2006.
- MONTAGNINI, F.; HAINES, B.; SWANK, W. Factors controlling nitrification in soils of early successional and oak/ hickory forests in the southern Appalachians. **Forest Ecology and Management**, v.26, p. 77–94, 1989.
- MOREIRA, M.; BARETTA, D.; TSAI, S.M.; COSTA, S.M.G; CARDOSO, E.J.B.N. Biodiversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in *Araucaria angustifolia* forest. **Scientia Agricola**, v.64, n.4, p.393-399, 2007.
- MURPHY, J.; RILEY, J.P. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. **Analytical Chemical Acta**, v.27, p.31-36, 1962.
- OBERSON, A.; BESSON, J.M.; MAIRE, N.; STICHER, H. Microbiological processes in soil organic phosphorus transformations in conventional and biological cropping systems. **Biology and Fertility of Soils**, v.21, p.138–148, 1996.
- RENELLA, G.; LANDI, L.; ASCHER, J.; CECCHERINI, M.T.; PIETRAMELLARA, G.; NANNIPIERI, P. Phosphomonoesterase production and persistence and composition of bacterial communities during plant material decomposition in soils with different pH values. **Soil Biology and Biochemistry**, v.38, p.795-802, 2006.
- SARATHCHANDRA, S.V. Nitrification activities and the changes in the population of nitrifying bacteria in soil perfused with two different H-ion concentrations. **Plant and Soil**, v.50, p.99-111, 1978.
- SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; CARDELLI, R.; RIFFALDI, R. A comparison of soil quality in adjacent cultivated forest and native grassland soils. **Plant and Soil**, v.233, p.251–259, 2001.
- SCHMIDT, E.L.; BELSER, L.W. Autotrophic nitrifying bacteria. In: R.W. WEAVER et al. (Ed.), *Methods of Soil Analysis. Part 2: Microbiological and Biochemical Properties*. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, p.159-177. 1994.
- SCHENCK, N.C., SIQUEIRA, J.O. Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agro-ecosystems. In: SYLVIA, D.M., HUNG, L.L., GRAHAM, J.H. **Mycorrhizae in the next decade. Practical applications and research priorities**. 7th North American Conference on Mycorrhizae. University of Florida, Gainesville, 1987. p 2–4.
- SCHLOTTER, M.; DILLY, O.; MUNCH, J.C. Indicators for evaluating soil quality. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v.98, p.255-262, 2003.
- SCHUSTER, E.; SCHRODER, D. Side effects of sequentially-applied pesticides on target soil microorganisms: field experiments. **Soil Biology and Biochemistry**, v.22, p.67-373, 1990.
- SCOTT, J.T.; CONDRON; L.M. Dynamics and availability of phosphorus in the rhizosphere of a temperate silvopastoral system. **Biology and Fertility of Soils**, v.39, p.65-73, 2003.
- SIEVERDING, E. **Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems**. Germany: Eschborn., 1991.

SINGH, K.P.; MANDAL, T.N.; TRIPATHI S.K. Patterns of restoration of soil physicochemical properties and microbial biomass in different landslide sites in the sal forest ecosystem of Nepal Himalaya. **Ecological Engineering**, v.17, p.385-401, 2001.

SOUZA, M. M. ; TRUFEM, S. F. B.; . COSTA, S.M.G; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. **Mycorrhiza**, p.13, v.211–215, 2003.

STALEY, T. E.; GONZALEZ, J. M.; NEEL, J. P. S. Conversion of deciduous forest to silvopasture produces soil properties indicative of rapid transition to improved pasture. **Agroforestry System**, v.74, p.267-277, 2008.

TABATABAI, M.A.; BREMNER, J.M. Use of r-nitrofenol phosphate for assay of soil phosphatase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, v.1, p.301-307, 1969.

TABATABAI, M.A.; BREMNER, J.M. Assay of urease activity in soil. **Soil Biology and Biochemistry**, v.4, p.479-487, 1972.

TRIPATHI, S.; CHAKRABORTYB, A.; CHAKRABARTIA, K.; BANDYOPADHYAY, B. K. Enzyme activities and microbial biomass in coastal soils of India. **Soil Biology and Biochemistry**, v.39, p.2840-2848, 2007.

ULBRICH, A.V.; LEITE, C.R.F.; SOUZA, J.R.P. e ANDRADE, D.S. Ação do imazapic+imazapyr sobre a tiririca (*Cyperus rotundus*) e os desnitrificantes em milho. **Planta Daninha**, v.22, p. 577-582, 2004.

VANCE, E.D.; BROOKES, P.C.; JENKINSON, D.S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, v.19, p.703-707, 1987.

WALLENSTEIN, M. D.; MYROLD, D. D.; FIRESTONEAND, M.; VOYTEK, M. Environmental controls on denitrifying communities and denitrification rates: insights from molecular methods. **Ecological Applications**, v.16(6), p. 2143-2152, 2006.

ZANGARO, W.; NISHIDATE, F. R.; VANDRESEN, J.; ANDRADE, G.; M. A. NOGUEIRA. Root mycorrhizal colonization and plant responsiveness are related to root plasticity, soil fertility and successional status of native woody species in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v.23, p.53–62, 2007.

ZHANG, P.; LI, L.; PAN, G.; REN, J. Soil quality changes in land degradation as indicated by soil chemical, biochemical and microbiological properties in a karst area of southwest Guizhou, China. **Environment Geology**, v.51, p.609-619, 2006.

## 6 CONCLUSÕES GERAIS

O uso de bioindicadores em conjunto com atributos químicos e físicos do solo e serrapilheira apresentaram-se como eficiente ferramenta para monitorar a qualidade do solo.

Os atributos microbiológicos relacionados ao ciclo do C, N e P mostraram-se de grande importância na avaliação das alterações ocorridas no solo, principalmente quando estes valores são comparados com a área nativa.

Atributos como desidrogenase, juntamente com respirometria, qCO<sub>2</sub> e biomassa microbiana são de grande relevância para a interpretação quanto ao risco de degradação dos ambientes. Além destes, processos microbianos como a taxa de amonificação e nitrificação e as atividades enzimáticas também responderam às diferentes formas de uso do solo

A utilização de grupos funcionais para avaliação de diferentes ecossistemas não se mostrou eficiente, pois a utilização de métodos baseados no cultivo e contagem de microrganismos foram ineficazes na avaliação de áreas florestais em diferentes formas de uso. Sendo assim, estes parâmetros devem ser utilizados com cautela e juntamente com outras variáveis relacionadas a processos microbianos não dependentes de cultivo em meio artificial.

A diversidade de esporos de fungos micorrízicos diferiu entre os ecossistemas, indicando que áreas sob floresta nativa ou regenerada com espécies nativas apresentem maior diversidade de espécies em comparação com áreas mais alteradas pela ação antrópica. A densidade de esporos não foi bom indicador nas avaliações, uma vez que vários fatores podem interferir na esporulação e nem sempre esses valores podem ser isolados para interpretação.

Estes dados sugerem que o uso do solo para fins agrícolas e plantio comercial de *Pinus* é mais impactante à microbiota do solo e seus processos. Por outro lado, o reflorestamento e manutenção de áreas com espécies nativas, no caso *A. angustifolia*, é mais favorável à comunidade microbiana, manutenção dos teores de carbono orgânico e consequentemente à qualidade do solo e ambiental.