

QUALIDADE QUÍMICA E BIOLÓGICA DE ÁREA DEGRADADA PELA
EXTRAÇÃO DE ARGILA, REVEGETADA COM EUCALIPTO E
LEGUMINOSAS INOCULADOS COM MICORRIZAS

VANDERLAN DE OLIVEIRA PAULUCIO

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE - UENF

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
FEVEREIRO – 2007

QUALIDADE QUÍMICA E BIOLÓGICA DE ÁREA DEGRADADA PELA
EXTRAÇÃO DE ARGILA, REVEGETADA COM EUCALIPTO E
LEGUMINOSAS INOCULADOS COM MICORRIZAS

VANDERLAN DE OLIVEIRA PAULUCIO

Tese apresentada ao Centro de Ciências e
Tecnologias Agropecuárias da Universidade
Estadual do Norte Fluminense, como parte
das exigências para obtenção do título de
Doutor em Produção Vegetal

Orientador: Prof. Marco Antonio Martins

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
FEVEREIRO - 2007

FICHA CATALOGRÁFICA

Preparada pela Biblioteca do CCTA/UENF 013/2007

Paulúcio, Vanderlan de Oliveira

Qualidade química e biológica de área degradada pela extração de argila, revegetada com eucalipto e leguminosas inoculados com micorrizas / Vanderlan de Oliveira Paulúcio. – 2007.

106 f. : il.

Orientador: Marco Antonio Martins

Tese (Doutorado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Campos dos Goytacazes, RJ, 2007.

Bibliografia: f. 91– 106.

1. Qualidade do solo 2. Atividade microbiana 3. Hidrólise de diacetato de fluoresceína 4. Ciclagem de nutrientes 5. Fungo micorrízico arbuscular I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. II. Título.

CDD – 631.41

QUALIDADE QUÍMICA E BIOLÓGICA DE ÁREA DEGRADADA PELA
EXTRAÇÃO DE ARGILA, REVEGETADA COM EUCALIPTO E
LEGUMINOSAS INOCULADOS COM MICORRIZAS

VANDERLAN DE OLIVEIRA PAULUCIO


Tese apresentada ao Centro de Ciências e
Tecnologias Agropecuárias da Universidade
Estadual do Norte Fluminense, como parte das
exigências para obtenção do título de Doutor
em Produção Vegetal


Aprovada em 27 de Fevereiro de 2007

Comissão Examinadora:


Prof. José Augusto Teixeira do Amaral (D.Sc, Fitotecnia) – CCA – UFES


Prof^a. Luciana Aparecida Rodrigues (D.Sc, Produção Vegetal) – UENF


Prof^a. Marta Simone Mendonça Freitas (D.Sc, Produção Vegetal) – UENF


Prof. Marco Antonio Martins (PhD, Microbiologia do Solo) – UENF
Orientador

À minha esposa Valéria, ao meu filho João Vitor, aos meus pais, meus irmãos e
amigos

AGRADECIMENTOS

A Deus pela vida.

À minha família por tudo.

À UENF pela oportunidade de realização do curso e a CAPES pela concessão de bolsa de estudos.

Ao professor Marco Antonio Martins pela confiança, apoio, orientação e ótima convivência durante a realização deste trabalho.

Ao proprietário José Henrique W. Mariz por ceder a área para a realização do experimento.

Ao professor José Augusto Teixeira do Amaral pela amizade e incentivo.

A coordenação de Pós-Graduação em Produção Vegetal.

A minha esposa Valéria pelo apoio e compreensão.

A minha sogra Maria da Penha e meu sogro Gelson pelo incentivo e boa convivência.

A professora Luciana Rodrigues pela convivência e sugestões que tanto colaboraram para efetivação deste trabalho e a todos os professores que contribuíram para a minha formação.

Aos amigos e amigas Jolimar, Alexandre, Débora e a todos os outros colegas do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias pela excelente convivência e amizade.

As técnicas de laboratório Andréia, Kátia e Vanilda, pelo apoio na condução das análises laboratoriais.

Ao setor de transporte da UENF pela contribuição na realização deste trabalho.

Ao estagiário Leonardo pelo apoio na realização das coletas e trabalho de campo.

Ao Sr. Zélio e Romualdo pelo apoio nos trabalhos de campo.

A todos que de alguma forma contribuíram para realização deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO	vii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1. Áreas degradadas.....	4
2.2. Revegetação de áreas degradadas.....	5
2.2.1. <i>Acacia mangium</i> WILLD.....	7
2.2.2. <i>Sesbania virgata</i>	9
2.2.3. <i>Eucalyptus</i> spp.....	10
2.3. Fungos micorrízicos.....	12
2.4. Decomposição da serapilheira.....	15
2.5. Avaliação da Microbiota da Solo.....	20
2.6. Qualidade do solo.....	21
3. TRABALHOS	
3.1. Qualidade química e biológica do solo de uma área degradada, pela extração de argila, revegetada com eucalipto e leguminosas em associação com micorrizadas.....	23
RESUMO.....	23
ABSTRACT.....	25
3.1.1. INTRODUÇÃO.....	26
3.1.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.1.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	32
3.1.4. CONCLUSÕES.....	37
3.1.5. REFERÊNCIAS.....	38
3.2. Decomposição da serapilheira foliar, crescimento e teor de nutrientes, em eucalipto e leguminosas, em associação com micorrizadas, em plantios puros e consorciados	50

RESUMO.....	49
ABSTRACT.....	51
3.2.1. INTRODUÇÃO.....	52
3.2.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	53
3.2.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	57
3.2.4. CONCLUSÕES.....	65
4. RESUMO E CONCLUSÕES.....	89
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	91

RESUMO

PAULUCIO, Vanderlan de Oliveira, Eng. Agrônomo, D.S.; Universidade Estadual do Norte Fluminense; Fevereiro de 2007; Qualidade química e biológica de área degradada pela extração de argila, revegetada com eucalipto e leguminosas, inoculadas com micorrizas. Orientador: Prof. Marco Antonio Martins.

Este estudo tem como objetivo avaliar os efeitos da revegetação de uma área degradada pela extração de argila com eucalipto e leguminosas arbóreas micorrizadas, em plantios puros e consorciados, sobre a qualidade química e biológica do solo, crescimento e acúmulo de nutrientes na parte aérea das plantas, bem como a decomposição da serapilheira foliar. O delineamento experimental utilizado foi o de blocos ao acaso em esquema fatorial 6x2, sendo os fatores: 6 (*A. mangium*; *S. virgata*; *E. camaldulensis*; *A. Mangium* x *E. camaldulensis*; *A. Mangium* x *S. virgata*; e *S. virgata* x *E. camaldulensis*) e 2 (inoculadas ou não com FMAs), com 3 repetições. Adicionalmente, foi montado um experimento no DBC, com os mesmos tipos de cultivo, acrescido de um controle (área dentro da cava sem revegetação). Aos 20 e 26 meses após o plantio das espécies vegetais, foram coletadas amostras do solo na profundidade de 0,00-0,10 m, dentro de cada tipo de cultivo e no controle para avaliação da qualidade química e biológica. A altura e o diâmetro foram avaliados aos 20 e 38 meses após o plantio das espécies, e o acúmulo de nutrientes aos 20 e 26 meses. A avaliação da decomposição da serapilheira iniciou-se aos 20 meses após o plantio e perdurou por 21 meses. Aos 20 e 26 meses, observou-se que todos os nutrientes avaliados no solo apresentaram concentrações superiores ao controle, exceto a concentração de P que não diferiu do controle para acácia, eucalipto e acácia consorciada. A maior concentração de P no solo ocorreu na sesbânia micorrizada em monocultivo. A atividade microbiana pelo método da respiração,

realizada aos 20 meses, quando se comparou os tipos de cultivo sem a inoculação com FMAs foi menor, para a acácia, quando comparada com a sesbânia consorciada com eucalipto. Aos 26 meses, não houve diferença entre os tipos de cultivo exceto para a sesbânia em monocultivo e consorciada, que apresentaram médias maiores do que o controle. Na avaliação da atividade microbiana pelo método enzimático, feita aos 20 e 26 meses, observou-se diferença do tipos de cultivo apenas para o controle, apresentando este menor atividade. O número de esporos de FMAs, na avaliação feita aos 20 meses, foi maior na sesbânia e menor no controle. O número de bactérias do solo, na avaliação feita aos 20 meses, foi menor no eucalipto em monocultivo, independente da inoculação ou não com FMAs, e não diferindo do controle. Quanto ao número de fungos do solo, este foi maior no consórcio de sesbânia com eucalipto, independente da inoculação ou não com FMAs, na avaliação feita aos 20 meses. Na avaliação aos 38 meses, houve diferença entre os tratamentos microbiológicos, apenas para a sesbânia em monocultivo, apresentando altura superior sem a inoculação com FMAs. Em relação aos teores de nutrientes e componentes orgânicos nas folhas, observou-se diferença entre os tipos de cultivo e entre os tratamentos microbiológicos. A decomposição dos resíduos vegetais apresentou diferenças na velocidade de decomposição (K) e no tempo de meia vida ($t_{1/2}$). A sesbânia micorrizada em monocultivo foi a que apresentou maior valor de K (0,0025) e menor tempo de $t_{1/2}$ (277 dias). A liberação dos nutrientes presentes na serapilheira (mineralização) apresentou-se comportamento diferenciado entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de cultivo.

ABSTRACT

PAULUCIO, Vanderlan de Oliveira, Eng. Agronomist, D.S.; Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; February of 2007; Chemical and biological quality of area degraded by the clay extraction, revegetation with eucalyptus and legume species, inoculated with micorrizas. Advisor: Prof. Marco Antonio Martins.

This study have as objective evaluates the effects of the revegetation of an area degraded by the clay extraction with eucalyptus and legume species arboreal with arbuscular mycorrhizal fungi, in pure and joined plantations, on the chemical and biological quality of the soil, growth and accumulation of nutrients in the aerial part of the plants, as well as the decomposition of the foliar litterfall. The used experimental delineation was of blocks to random in factorial outline 6x2, being the factors: 6 (*A. mangium*; *S. virgata*; *E. camaldulensis*; *A. Mangium* x *E. camaldulensis* *A. Mangium* x *S. virgata*; and *S. virgata* x *E. camaldulensis*) and 2 (inoculated or not with FMAs), with 3 repetitions. Additionally was set up an experiment in DBC, with the same cultivation types, added of a control (area inside of the digging without revegetation). To 20 and 26 months after the planting of the vegetable species, samples of the soil were collected in the depth of 0,00-0,10 m, inside of each cultivation type and in the control for evaluation of the chemical and biological quality. The height and the diameter were evaluated to the 20 and 38 months after the plantation of the species, and the accumulation of nutrients to the 20 and 26 months. The evaluation of the decomposition of the litterfall began to the 20 months after the plantation and it lasted long for 21 months. To the 20 and 26 months, it was observed that all the evaluated nutrients in the soil presented superior concentrations to the control, except the concentration of P that didn't differ of the control for acacia, eucalyptus and associated with acacia. The biggest concentration of P in the soil occurred in the sesbânia mycorrhized in monoculture. The microbial activity for the method of the breathing, accomplished to the 20

months, when it was compared the cultivation types without the inoculation with FMAs was smaller, for the acacia, when compared with sesbânia associated with eucalyptus. To the 26 months, difference did not exist among the cultivation types except for the sesbânia in monoculture and associated, that presented greater averages than the control. In the evaluation of the microbial activity for the enzymatic method, done to the 20 and 26 months, it was observed difference of the cultivation types just for the control, presenting this smaller activity. The number of spores of FMAs, in the evaluation done to the 20 months, it was larger in the sesbânia and smaller in the control. The number of bacteria of the soil, in the evaluation done to the 20 months, it was smaller in the eucalyptus in monoculture, independent of the inoculation or not with FMAs, and not differing of the control. As for the number of spores of the soil, this was biggest in the sesbânia associated with eucalyptus, independent of the inoculation or not with FMAs, in the evaluation done to the 20 months. In the evaluation to the 38 months, there was difference among the treatments microbiological, just for the sesbânia in monoculture, presented superior height without the inoculation with FMAs. In relation to the nutrients of content and organic components in the leaves, it was observed differences among the cultivation types and among the treatments microbiological. The decomposition of the vegetable residues presented differences in the decomposition speed (K) and in the time of stocking life ($t/1/2$). The sesbânia mycorrhized in monoculture was the one that presented greater value of K (0,0025) and smaller time of $t/1/2$ (277 days). The liberation of the present nutrients in the litterfall (mineralization) it came behavior differentiated between the treatments microbiological and the plantation types.

1. INTRODUÇÃO

A atividade ceramista em Campos dos Goytacazes-RJ possui elevada importância sócio-econômica para o município. Entretanto, esta atividade provoca a degradação do solo com uma retirada diária estimada em 7000 m³ de solo, totalizando uma área aproximadamente de 3500 m² /dia, considerando a profundidade de exploração de até 2 m (Costa Júnior, 1997). Porém, considerando que são necessários aceiros e bordaduras, a superfície da área degradada é bem mais expressiva, ocasionando enorme repercussão na paisagem local, sendo prováveis, também, distúrbios na fauna da região, o que interfere diretamente na qualidade do solo.

Apesar de os ceramistas apresentarem interesse de plantios de eucaliptos para fins energéticos nestas áreas, uma forma de recuperação de áreas degradadas é a revegetação com espécies vegetais adequadas a este propósito. As leguminosas, principalmente as de crescimento rápido, têm demonstrado alta capacidade de adaptação a áreas degradadas por inúmeros processos (Campello, 1999). Dentre esses, destaca-se a capacidade de produzir grande quantidade de biomassa, podendo estabelecer uma dupla simbiose com bactérias do gênero *Rhizobium*, capazes de fixar nitrogênio atmosférico, e com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), sendo estas associações importantes em meio onde o nitrogênio e o fósforo são limitantes ao crescimento vegetal (Monteiro, 1990).

Diversos estudos têm mostrado que o processo economicamente mais viável para recuperação de áreas degradadas é a revegetação com espécies leguminosas que, inoculadas com os microssimbiontes rizóbio e/ou micorrizas, possam crescer e se estabelecer nestas áreas (Souza e Silva, 1996, Franco et al., 1995). O principal benefício dos fungos micorrízicos para a planta hospedeira está relacionado com uma maior absorção de nutrientes, através da extensão do sistema radicular, via as hifas do fungo, que proporcionam um aumento da área de superfície de contato com o solo. Isso favorece a maior

absorção de nutrientes, principalmente os de baixa mobilidade no solo, como o fósforo, e também Cu, Zn, Mo e Fe (Cooper, 1984; Marschner e Dell, 1994).

O entendimento atual do conceito de qualidade de solo compreende o equilíbrio entre os condicionantes geológicos, hidrológicos, químicos, físicos e biológicos do solo (Bruggen e Semenov, 2000; Sposito e Zabel, 2003). O termo “qualidade do solo” muitas vezes é utilizado como sinônimo de saúde do solo, e se refere à capacidade do solo sustentar a produtividade biológica dentro das fronteiras do ecossistema, mantendo o equilíbrio ambiental e promovendo a saúde de plantas e animais e do próprio ser humano (Doran et al., 1996; Sposito e Zabel, 2003).

Segundo Silva e Resck (1997), a qualidade do solo pode ser monitorada através de variáveis como a matéria orgânica, uma vez que a capacidade produtiva dos solos, principalmente os solos tropicais, está diretamente ligada a ela.

A cobertura vegetal, as propriedades químicas e físicas do solo e as condições climáticas influenciam a atividade e a composição da microbiota do solo (Jenkinson e Ladd, 1981; Tsai et al., 1992). Quanto à cobertura vegetal, cada espécie tem capacidade diferente de produção de fitomassa, e também sua qualidade depende da espécie dentro do mesmo clima e solo.

A ciclagem de nutrientes é dependente da decomposição da serapilheira, sendo esta regulada por três grupos de variáveis: a natureza da comunidade decompositora, a qualidade do material e as condições físico-químicas do ambiente, as quais são controladas pelo clima e pelas características do sítio (Aber e Melilo, 1978; Swift et al., 1979; Lekha e Gupta, 1989).

Algumas áreas de extração de argila, no município de Campos dos Goytacazes-RJ, estão sendo revegetadas com plantios mistos e/ou puros de essências florestais comerciais e leguminosas. O estudo da microbiota dessas áreas é um fator importante que pode contribuir para avaliar a influência de cada tipo de espécie vegetal sobre a recuperação do solo, medida pela qualidade química e biológica do solo, sendo uma “ferramenta” auxiliar para estabelecer diferentes estratégias de manejo para a recuperação de áreas degradadas.

O presente trabalho teve como objetivo avaliar os efeitos da revegetação de uma área degradada pela extração de argila, com eucalipto e

leguminosas em associação micorrízica, em plantios puros e consorciados, sobre: a) o crescimento e a nutrição das espécies de plantas em cultivos puros e consorciados; b) a taxa de decomposição e a quantidade de nutrientes na serapilheira foliar; c) a qualidade química do solo; d) e a qualidade biológica do solo medida por diferentes métodos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Áreas degradadas

É considerada área degradada aquela que, após distúrbio, teve eliminados seus meios de regeneração natural, apresentando baixa resiliência, sendo necessária à ação antrópica para sua recuperação (Carpanezzi et al., 1990). Assim, o processo de recuperação de áreas degradadas geralmente deve obedecer ao modelo de sucessão autogênica, caracterizado por mudanças sucessionais ocasionadas, principalmente, por interações internas dos ecossistemas, como o fluxo de energia e de nutrientes, a estruturação da comunidade e a elasticidade. A extrema competição por recursos limitantes em área degradadas faz com que somente os indivíduos mais aptos tenham a capacidade de estabelecer-se, crescer e reproduzir, dominando, assim, os diferentes estádios serais (Souza e Silva, 1996).

O principal responsável pela degradação de um ambiente é o mau uso das terras. Estima-se que, anualmente, cerca de 11,1 milhões de hectares de florestas tropicais, secundárias e energéticas, são destruídas em todo o mundo, ou degradadas pela expansão agrícola (World Resources Institute / II ed, 1988, citado por Parrota, 1992). Na faixa tropical, a estimativa mostra a existência de quase dois bilhões de hectares em múltiplos estádios de degradação, contrastando com 650 milhões de hectares de áreas cultivadas (Jesus, 1994). Essas ações de degradação levam à perda da matéria orgânica contida nos horizontes superficiais removidos, causam sérios problemas na estrutura, na disponibilidade de água e na atividade biológica do solo, prejudicando o

suprimento de nutrientes essenciais como P, S e, principalmente, N às plantas (Franco et al., 1995).

Nas últimas décadas, a utilização de sistemas agroflorestais tem sido, bastante difundida como alternativa para recuperação de áreas degradadas, atribuindo-se à combinação de espécies arbóreas com culturas agrícolas a melhoria nas propriedades físico-químicas de solos degradados, bem como a atividade de microrganismos, considerando a possibilidade de um grande número de fontes de matéria orgânica (Reinert, 1998; Mendonça et al., 2001). Esses sistemas, embora não restaurem aspectos importantes nas comunidades florestais, como estrutura e biodiversidade, podem, se bem planejados, aproximar-se ecologicamente dessas comunidades, recuperando funções essenciais para a sustentabilidade, como a ciclagem de nutrientes, além de fornecerem alguma renda ou produção de subsistência ao produtor rural (MacDicken e Vergara, 1990).

2.2. Revegetação de áreas degradadas

A recuperação de áreas degradadas, através da revegetação, requer o uso de espécies de rápido crescimento, que sejam capazes de melhorar o solo, depositando matéria orgânica e reciclando nutrientes (Franco, 1991). Entretanto, nem sempre é possível o retorno de um ecossistema degradado à sua condição original, devido, entre outras causas, ao estado de degradação a que foi submetido (Arato et al., 2003).

As espécies arbóreas são classificadas em quatro grupos sucessionais: pioneiras, secundárias iniciais, tardias e climáticas (Budowski, 1970). Dentre as espécies pioneiras, as leguminosas têm conseguido destaque na revegetação de áreas degradadas, já que grande parte das espécies estabelece simbioses eficientes com bactérias diazotróficas do gênero *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azorhizobium*, *Sinorhizobium*, *Mesorhizobium*, *Agrobacterium* e *Allorhizobium*, genericamente denominados rizóbio (Moreira, 2002). A deposição de folhas e o crescimento das raízes das espécies pioneiras estabilizam o solo, aumentam a atividade biológica do mesmo e criam condições favoráveis para o estabelecimento de outras espécies mais exigentes (Franco et al., 1995).

O N é um dos nutrientes mais limitantes ao crescimento de plantas, principalmente em solos pobres ou desprovidos de matéria orgânica. Assim, o rizóbio associado às leguminosas, através de um complexo enzimático chamado de nitrogenase, consegue converter o N_2 atmosférico em NH_3 , que é assimilado a compostos orgânicos e utilizado pela planta. Nessa associação de leguminosas com bactérias fixadoras de N, a planta fornece à bactéria fotoassimilados e recebem em troca produtos nitrogenados (Franco e Dobereiner, 1988). Este processo é conhecido como fixação biológica de nitrogênio (FBN).

Considerando que a utilização de grandes quantidades de fertilizantes nitrogenados, compostos orgânicos e camadas superficiais do solo na recomposição do substrato para a revegetação de áreas degradadas consiste em uma prática bastante onerosa, exigindo aplicações repetidas, o uso da FBN seria uma alternativa viável, uma vez que o fornecimento de N é contínuo, e ocorre a acumulação de matéria orgânica no solo (Franco, 1984; Franco e Faria, 1997).

Um dos fatores mais limitantes ao estabelecimento de uma nodulação eficaz é a limitação de disponibilidade de fósforo, devido à grande exigência energética da FBN. Pelo menos dezesseis moléculas de ATP são necessárias para cada molécula de N_2 reduzido. Além disso, ainda há necessidade do poder redutor (ferredoxina), que seria equivalente ao gasto de nove ATPs. Assim, pelo menos vinte e cinco moléculas de ATP seriam gastas para cada molécula de N_2 fixado (Marschner, 1995).

O papel dos FMAs consiste em estabelecer uma ligação entre as raízes da planta hospedeira com o solo e sua biota, por meio da micorrizosfera. Primeiramente, as micorizas atuam como extensões do sistema radicular das plantas, melhorando seu estado nutricional e fisiológico. A colonização micorrízica pode afetar a nutrição mineral da planta hospedeira diretamente, através do estímulo ao crescimento do vegetal, em decorrência da aquisição e da transferência de nutrientes pelo fungo, ou indiretamente, por alterações na taxa transpiratória e na composição da microflora rizosférica. Os FMAs têm acesso direto ao C fixado pelas plantas e constituem a maior fonte deste elemento e de energia para o solo. Os FMAs distribuem esse carbono pela rizosfera, possibilitando aumento na atividade microbológica ao redor das raízes (Hamel, 1996).

Aspecto também de grande importância no emprego de FMAs em áreas degradadas é a possibilidade de transferência de nutrientes, mediada pelo fungo, entre plantas de mesma ou de diferentes espécies, favorecendo ao estabelecimento de comunidades mais complexas em áreas com diversas limitações. Essa transferência pode ocorrer sob diversas formas: a) transferência direta através do micélio do fungo que interconecta as raízes das plantas e b) transferência indireta com a absorção, por parte do fungo, e posterior transferência de nutrientes liberados por outros vegetais para plantas vizinhas ou infectadas pelos FMAs. Alguns trabalhos constataram a transferência entre plantas de mesma ou de diferentes espécies, via fungo, de C (Martins, 1992a; Martins, 1992b; Martins, 1993), N (Hamel et al., 1991; Cruz, 1996; Cruz e Martins, 1997; Martins e Cruz, 1998; Rodrigues et al., 2003) e com mais expressão em termos percentuais tem-se a transferência de P (Martins e Read, 1996).

As leguminosas noduladas e micorrizadas podem se estabelecer em áreas degradadas, com baixa concentração de nutrientes, especialmente N, em relação a outras espécies que não formam estas simbioses. Souza e Silva (1996) afirmam que o estabelecimento dessas plantas em áreas degradadas pode ser melhorado através da adição de alguns nutrientes, objetivando a otimização do desempenho da simbiose tripartite leguminosa-rizóbio-FMAs.

2.2.1. *Acacia mangium* Willd

A *Acacia mangium* é uma espécie arbórea pioneira, pertencente à família das *leguminosae* e subfamílias das *mimosoidae*, de ocorrência natural na Nova Guiné, na Indonésia e em algumas regiões da Austrália (EMBRAPA, 1992). A espécie foi introduzida, experimentalmente, no Brasil a partir de 1979 (Ferreira et al., 1990).

Entre as leguminosas arbóreas, a *Acacia mangium* (Willd.) tem-se destacado pela rusticidade e pela adaptabilidade às condições adversas de solo e de clima, pelo rápido crescimento, pela produção de biomassa e pela capacidade de formar simbioses com microrganismos do solo (Colonna et al., 1991; Franco et al., 1995; Reddel et al., 1992, e Malajczuk et al., 1993).

Essa espécie tem sido cada vez mais utilizada em programas de reflorestamento e de recuperação de áreas com solos pobres ou degradados, tais

como as áreas de encosta e de mineração, além de possibilitar a produção de madeira, celulose, carvão e outros produtos (EMBRAPA, 1992)

Em uma comparação entre plantios homogêneos dessa espécie com *Eucalyptus pellita*, após dez anos de cultivo em solo degradado pela extração de bauxita, verificou-se a maior capacidade da *Acacia mangium* em termos de aporte de matéria orgânica e de nutrientes como N, P, K e Mg ao solo (Dias et al., 1994).

Pralon et al., (2000), trabalhando com mudas de *Acacia auriculiformis*, onde se testou a inoculação com FMAs e rizóbio sob diferentes doses de Ferkal (resíduo da fabricação do ácido láctico), verificaram que a adição de Ferkal foi benéfica ao crescimento e ao desenvolvimento das mudas de acácia, sendo as respostas mais evidentes nas mudas inoculadas com os microssimbiontes, as quais apresentaram aumentos significativos em altura, peso da matéria seca da parte aérea e conteúdos de N e P, nos tratamentos com associações microbiológicas.

Sendo a *Acacia mangium* uma leguminosa arbórea de crescimento rápido e com produção de uma elevada quantidade de biomassa, com significativo aporte de folhas ao solo, observou-se em um plantio que, após quatro anos, o manto de serapilheira acumulado na superfície do solo foi da ordem de 6.392 kg ha⁻¹ (Andrade et al., 2000). A alta taxa de aporte de serapilheira ao solo por esta leguminosa permite a formação de um reservatório de material orgânicos e nutrientes que é fundamental para o processo de revegetação.

Além do volume de material vegetal adicionado ao solo, as características desse material são de grande importância para a fertilidade do solo. As leguminosas são geralmente ricas em nitrogênio, apresentando material de baixa relação C/N. Dessa forma, a liberação de nutrientes de resíduos é, geralmente, mais rápida que a de plantas com baixo teor de nitrogênio (alta relação C/N). Entretanto, diferenças são encontradas entre as plantas com baixa relação C/N, sendo observada uma maior velocidade de liberação em resíduos de *Erythrina spp* do que de *Inga edulis* ou *Cajanus cajan*, de *Mimosa caesalpiniaefolia* do que de *Acacia mangium* (Palm, 1988, citado por Szott et al., 1991). Da mesma forma, a velocidade de liberação de fósforo, potássio, enxofre, cálcio, magnésio e micronutrientes também varia com as espécies. A serapilheira produzida pela *Leucaena leucocephala* pode apresentar “turnover” de nitrogênio inferior a um

ano, e com uma liberação anual de nitrogênio da ordem de 200 kg ha⁻¹ (Sandhu et al., 1990).

2.2.2. *Sesbania virgata*

A *Sesbania virgata* é uma espécie pioneira, arbustiva, semi-perene, pertencente à família das *Leguminosae*, e que forma simbiose radicular com *Azorhizobium* spp (Santos et al., 1998; Faria et al., 1991).

O gênero *Sesbania* inclui aproximadamente 50 espécies de ocorrência em regiões tropicais e subtropicais. Segundo Samôr (1999), a maior ocorrência do gênero se dá principalmente na África, constatando-se, em 27 espécies, a comprovação da associação com bactérias diazotróficas, o que permite a realização da fixação biológica do N.

As espécies do gênero *Sesbania* têm rápido crescimento e capacidade de fixar nitrogênio, mesmo em solos deficientes, permitindo seu uso como adubo verde, e nas agroflorestas (Ndoye et al., 1990; Veasey et al., 1999).

De acordo com Faria (1998), a *Sesbania virgata* é uma espécie altamente específica, sendo verificada eficiência na nodulação somente quando se utiliza estirpes isoladas da própria espécie ou do mesmo gênero.

Rodrigues (2001) observou, em mudas de *Sesbania virgata*, um acréscimo no conteúdo de N, de 86%, quando esta espécie foi inoculada com rizóbio. Este aumento no conteúdo de N fez com que a relação C/N da parte aérea fosse menor com a inoculação das mudas com rizóbio, o que é importante em áreas com limitação de matéria orgânica.

Em levantamento florístico realizado em cavas abandonadas, com três, cinco e dez anos após a extração de argila, no município de Campos dos Goytacazes-RJ, verificou-se que a *Sesbania* foi uma das espécies com maior frequência de ocorrência (Samôr, 1999).

2.2.3. *Eucalyptus* spp

O gênero *Eucalyptus* spp., pertence à família *Myrtaceae*, é representado por espécies de porte arbustivo, e, em sua maioria, árvores incluindo algumas das mais altas do mundo (Duke, 1983). Originário da Austrália e da Indonésia, chegou ao Brasil em 1825, como planta ornamental, e, somente a partir de 1903, foi usado para fins econômicos (Aracruz Celulose, 2002).

Considerando ter sido mais de 90% da cobertura vegetal da Mata Atlântica já devastada, o plantio tanto de espécies nativas como de espécies agroflorestais, é importante não só para garantir a recuperação de áreas degradadas, mas também para contribuir com um estoque madeireiro alternativo.

Espécies de eucalipto têm sido empregadas em larga escala em reflorestamento e agrossilviculturas desde o início do século passado; todavia, sua expansão tem sido impulsionada a partir de meados de 60, com o estabelecimento do programa de incentivos fiscais, que visava à sua utilização como matéria-prima nas indústrias, sobretudo para obter celulose e energia (Lima, 1987).

O rápido crescimento do eucalipto, sua adaptação às mais variadas condições edafoclimáticas e a ampla gama de sua utilização explicam o sucesso obtido por essa espécie (Garay et al., 2003). Entretanto, a literatura aponta que esta cultura apresenta um efeito inibidor do crescimento de plantas nativas (Del Moral e Muller, 1970) e da atividade microbiana do solo (Velasco e Lozano, 1979).

Os ácidos fenólicos e terpênicos produzidos pelas folhas do eucalipto são os agentes alelopáticos capazes de influenciar a sucessão, a dominância e a dinâmica da vegetação, assim como a decomposição da matéria orgânica (Del Moral e Muller, 1970; Egawa et al., 1977). Uma vez que apresenta elevada eficiência fotossintética (Lima, 1996), aliada à alocação de nutrientes em tecidos ativos (Reis e Barros, 1990), é freqüentemente citado por produzir uma serapilheira de baixa qualidade nutricional (Adams e Attiwill, 1986).

Froufe (2003), estudando a decomposição de folhas de eucalipto, contrastando com folhas de fragmento de Mata Atlântica no norte fluminense, observou que as folhas de eucalipto apresentaram maiores teores iniciais de carbono, polifenóis solúveis totais e valores das relações C:N, polifenol:N e polifenol:P, e que as folhas de serapilheira do fragmento da mata apresentaram

maiores teores iniciais de N e P, caracterizando a maior qualidade nutricional da serapilheira da mata.

Quanto à produtividade do eucalipto no Brasil, Scolforo (1997) considera que a variabilidade na produtividade do eucalipto é acentuada devido ao número de espécies plantadas no País e ao avanço na área de melhoramento genético, sendo possível obter, aos 7 anos, 120 a 250 m³.ha⁻¹ em plantios de *Eucalyptus camaldulensis*, nos sítios poucos produtivos, que caracterizam a região norte de Minas Gerais, e 600 m³.ha⁻¹ para *E. grandis* em sítios especiais no sul da Bahia, Espírito Santo e nordeste do Paraná. Entretanto, uma média realista está entre 30 e 50 m³.ha⁻¹ ano.

Outro fator importante para melhorar a qualidade das mudas e o estabelecimento das mesmas após o plantio no campo é a inoculação com micorriza. De acordo com Zambolim (1990), os relatos sobre a ocorrência de micorrizas em eucalipto datam de 1917. Inicialmente, observou-se que plantas de eucalipto se associavam somente com ectomicorrizas. Posteriormente, constatou-se que esta associação também ocorre com endomicorrizas arbusculares (*Glomus*, *Gigaspora* e *Acaulospora*).

A colonização das raízes de *Eucalyptus* por fungos ectomicorrízicos (Guimarães, 1993) e por micorrízicos arbusculares (Bellei et al., 1992; Guimarães, 1993) pode variar com a região de cultivo. As diferenças de intensidades de colonização têm sido atribuídas ao potencial de inóculo, à fertilidade do solo e às condições climáticas (Bellei et al., 1992).

O P e o N, de acordo com Grove et al., (1996), são elementos normalmente limitados nas florestas de eucalipto, e a micorriza tem um papel crucial na aquisição desses elementos. Zambolim et al., (1982) verificaram que a inoculação de várias espécies de *Glomus* em mudas de *E. grandis* e *E. tereticornis* promoveu aumentos significativos no peso de matéria seca, na altura e no conteúdo de nutrientes.

Quando o eucalipto é cultivado em consórcio com leguminosas associadas a rizóbio e FMAs, é possível que exista uma rede micelial de FMAs envolvendo ambas as espécies, podendo proporcionar uma nutrição mais adequada ao eucalipto, principalmente em relação ao N e P, além da melhoria das qualidades físicas e químicas do solo. Rodrigues (2001), trabalhando com vasos compartimentalizados, onde foi permitida a passagem de hifas e não de raízes,

verificou a transferência de ^{15}N das mudas de *Sesbania virgata* para *Eucalyptus grandis*, e que a transferência foi maior quando a leguminosa recebeu a dupla inoculação (FMAs + rizobio).

O *Eucalyptus camaldulensis* é uma espécie de ampla distribuição geográfica na sua área de ocorrência natural, ocupando ambientes ecológicos variados, entre as latitudes de 14°S e 38°S (Golfari et al., 1978). Ela se adapta bem a zonas críticas de reflorestamento por apresentar as seguintes características: boa adaptação em regiões de solos pobres e prolongada estação seca; tolerância a inundações periódicas; moderada resistência a geadas; e boa regeneração por brotação de cepas (Oliveira et al., 1990; Akilan et al., 1997).

2.3. Fungos micorrízicos

As Micorrizas são associações mutualistas entre certos fungos do solo e as raízes absorventes da maioria das espécies vegetais. Existem vários tipos de micorrizas, sendo as ectomicorrizas e as endomicorrizas do tipo arbuscular (MAs) as de maior importância (Siqueira, 1994). As ectomicorrizas são o tipo mais importante nas florestas de clima temperado, enquanto as MAs são predominantes nas florestas tropicais (Janos, 1980). Estas últimas são formadas por um grupo restrito de fungos pertencentes à ordem Glomales, classe dos Zigomicetos. Nesta associação, ocorre uma íntima interação entre os parceiros, apresentando uma perfeita integração morfológica e fisiológica, resultando em uma alta compatibilidade funcional. A planta beneficia-se pelo aumento da absorção de água e de nutrientes, principalmente de P, proporcionado pelas hifas fúngicas, que funcionam como uma extensão do sistema radicular, enquanto a planta fornece ao fungo fotoassimilados, permitindo que ele complete seu ciclo, o que só ocorre na presença do hospedeiro (Siqueira e Franco, 1988).

A simbiose micorrízica contribui para a sobrevivência e para o crescimento das espécies, principalmente em ambientes estressantes (Siqueira e Saggini-Junior, 1995), nos quais as MAs exercem grande influência na estruturação das comunidades vegetais (Siqueira et al., 1994). Carneiro et al., (1995), trabalhando

com solo degradado pela retirada de seus horizontes superficiais, verificaram que a inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) favoreceu ao crescimento da *Albizia lebbek* e *Senna multijuga*, aumentou o número de propágulos de MAs no solo e a nodulação na *Albizia lebbek*, demonstrando o efeito benéfico da simbiose para o desenvolvimento inicial de mudas.

Dentre os grupos de plantas, as associações micorrízicas ocorrem em 83% das dicotiledôneas, 79% das monocotiledôneas e praticamente em todas as gimnospermas (Wilcox, 1991). No entanto, plantas das famílias das *Cruciferae*, *Cyperaceae*, *Chenopodiaceae* e *Proteaceae* normalmente não formam associações micorrízicas, sendo consideradas plantas não micotróficas (Harley e Harley, 1987).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) são caracterizados pela formação de três estruturas típicas: arbúsculos, vesículas e hifas. Os arbúsculos são estruturas formadas pela ramificação das hifas, que penetram nas células do córtex e são responsáveis pela transferência de nutrientes entre os simbiossiontes (Gianninazzi et al., 1983). As vesículas são estruturas globulares que ocorrem intra e extracelular, com a função de reserva e armazenamento (Harley e Smith, 1983). As hifas, interna e externamente à raiz, são responsáveis pela absorção e pelo transporte de nutrientes. As hifas externas são as estruturas em contato direto com o solo, responsáveis pela absorção de nutrientes e de água. A classificação taxonômica dos FMAs é mostrada na figura 1.

Os vegetais em simbiose com FMAs possuem taxas transpiratórias mais elevadas, resultado de uma maior absorção de água por unidade de comprimento de raiz. Como consequência, o fluxo de massa da solução do solo para a superfície radicular é, aproximadamente, duas vezes maior do que o verificado em plantas não micorrizadas (Marschner e Dell, 1994)

As associações simbióticas entre fungos micorrízicos arbusculares e raízes de plantas apresentam baixa especificidade (Mosse, 1975). É possível que hifas externas de FMAs, que se desenvolvem no solo e estão conectadas às estruturas fúngicas dentro da raiz, possam formar uma extensa rede micelial, interconectando plantas de mesma ou de diferentes espécies, estabelecendo interconexões entre essas plantas (Read, 1994; Newman, 1988; Newman e Eason, 1993). Essa interconexão fúngica permite a transferência de substâncias entre plantas, através da

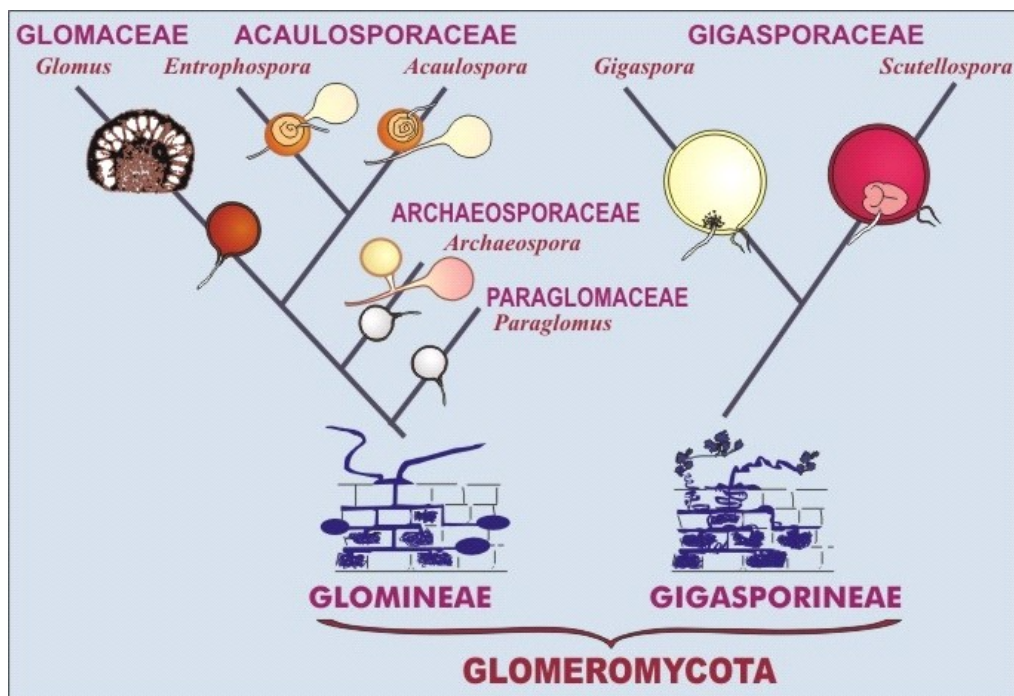


Figura 2. Classificação taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares (INVAM, 2006).

passagem direta pela hifa do fungo, tais como: C (Francis e Read, 1984; Martins, 1992a; Martins, 1992b; Martins, 1993), P (Ritz e Newman, 1985; Martins e Read, 1996) e N (Ames et al., 1983; Van Kessel et al., 1985; Haystead et al., 1988).

O P é o fator edáfico mais importante no controle da intensidade de colonização e no efeito da simbiose micorrízica sobre a planta (Smith, 1980). Em geral, as condições de baixo P disponível são favoráveis à micorrização, e a planta tem o máximo de benefícios da simbiose. Níveis elevados de P são inibitórios ao estabelecimento da simbiose, e a efetividade simbiótica pode não se expressar adequadamente, se o nível de P na solução do solo estiver muito elevado (Abbott et al., 1984; Habte, 1982). Os mecanismos que regulam a colonização do fungo em função dos níveis de P ainda não estão bem definidos. De acordo com Schwab et al., (1983) e Graham et al., (1981), condições de deficiência de P causam aumento na permeabilidade da membrana da raiz, levando à perda de metabólitos (carboidratos, ácidos carboxílicos e aminoácidos), nos exsudados das raízes que favorecem a germinação e o crescimento do fungo nos períodos de pré e pós-infecção.

2.4. Decomposição da serapilheira

O compartimento formado pela serapilheira e pelo solo é o sítio de todas as etapas da decomposição da matéria orgânica e da ciclagem de nutrientes. Entretanto, não significa que os diversos fenômenos envolvidos neste processo ocorram exclusivamente nessa estreita porção do ambiente, pois, assim que um tecido vegetal é formado, começa a ocorrer a sua decomposição. É nesse compartimento, porém, que se concentram os organismos responsáveis pela tarefa de fragmentar as cadeias carbônicas, elaboradas de maneira complexa pelos outros organismos autotróficos (Correia e Andrade, 1999).

Os três principais indicadores utilizados para medir a decomposição da camada de serapilheira são: a) a respiração do solo; b) o valor k -relacionado à quantidade de material que cai do dossel - "litterfall" - e a que está depositada sobre o solo - serapilheira; c) e as avaliações diretas através de medidas de perda de massa em sacos de tela para o estudo da decomposição - "litterbags" (Anderson e Swift, 1983).

O processo de decomposição da serapilheira é regulado pela interação de vários fatores atuando em conjunto: qualidade da serapilheira; fatores edafoclimáticos e organismos decompositores.

A composição química da serapilheira e a relação C/N influenciam na velocidade de decomposição, sendo estas variáveis dependentes de cada espécie e dentro da mesma espécie, podendo variar, ainda, com a idade e a nutrição da planta da qual se originou a serapilheira.

Austin e Vitousek (2000), avaliando a taxa de decomposição da serapilheira produzida em florestas nativas do Hawai, onde foram demarcadas cinco subáreas, com pluviosidades de 500, 900, 1500, 2000 e 5500mm anuais, e coletados materiais de serapilheira, acondicionados em litterbags, sendo posteriormente colocados esses materiais para decompôr em uma área com precipitação intermediária (2500mm anuais), obtiveram resultados com maiores taxas de decomposição para a serapilheira proveniente de locais com menores precipitações, com valores de k declinando de 0,91 para 0,28 respectivamente, sendo atribuídos estes resultados à qualidade do litter, que foi superior na área onde havia menor precipitação pluviométrica.

Stevenson (1994) e Hammel (1997) mencionam que resíduos vegetais com características químicas de alto teor de lignina e de alta relação C/N apresentam baixas taxas de decomposição e, conseqüentemente, lenta liberação de nutrientes para o solo.

A qualidade da serapilheira pode estar relacionada também a compostos orgânicos solúveis, à presença de moléculas orgânicas com efeitos alelopáticos, assim como de substâncias estimuladoras em concentrações biologicamente significativas (Swift, 1979; Palm e Sanches, 1991; Tian et al., 1992; Constantinides e Fownes, 1994, Palm et al., 2001).

Outro fator que pode limitar a decomposição da serapilheira pelos microrganismos é a baixa disponibilidade do P no solo e na serapilheira, devido à competição entre a demanda biológica, para a nutrição da biomassa, e as reações que envolvem a química de superfície, principalmente a adsorção com óxidos em solos tropicais altamente intemperizados (Schlesinger, 1991; Gressel e McColl, 1997). Entretanto, algumas plantas possuem mecanismos para aumentar a eficiência de uso do P, dentre os quais a retranslocação de tecidos velhos senescentes para os tecidos jovens, que pode chegar a 70%, o que, conseqüentemente, resulta na produção de serapilheira com baixos teores de P (Attiwill, 1980; Attiwill e Adams, 1993).

Os fatores climáticos mais atuantes durante o processo de decomposição, segundo Singh e Gupta (1977), são a temperatura, a umidade e a precipitação pluviométrica.

O clima quente e úmido acelera a atividade biológica do solo e, conseqüentemente, aumenta a velocidade de decomposição. Ao contrário, o clima temperado e frio reduz a taxa decomposição, decorrente dos efeitos das baixas temperaturas sobre a atividade biológica (Swift et al., 1979; Proctor, 1987). Sendo assim, a dinâmica acelerada dos processos de transformação da matéria orgânica em climas quentes contrasta com a menor atividade em clima temperado, refletindo diretamente nos processos de lixiviação, liberação, imobilização e mineralização de nutrientes.

Segundo Schlesinger (1991), nas regiões de clima frio, os nutrientes são liberados em ordem de grandeza próxima à decomposição da matéria orgânica, com exceção do potássio, que é muito lixiviado. Entretanto, nas regiões de clima tropical, a velocidade de decomposição da matéria orgânica é maior que a

liberação dos elementos minerais. Esse autor relata, ainda, que o tempo de residência dos nutrientes na serapilheira é de, no máximo, dois anos para florestas tropicais, aumentando para florestas temperadas e frias, respectivamente, podendo chegar até 400 anos. Ainda, segundo Bayer e Mielniczuk (1999), essas diferenças na dinâmica dessas florestas são justificadas pela lei de Van Hoff, em que o aumento de 10 °C na temperatura duplica a velocidade das reações de natureza biológica.

Kitayama e Aiba (2002) estudaram a estrutura e a produção primária líquida da parte aérea, através de gradientes de altitudes variando de 700 a 3100m, em dois tipos de substratos contrastantes (sedimentar e ultrabásico), no monte Kinabalu, Borneo. Esses autores concluíram que a redução da produção primária líquida da parte aérea (PPLA) e as taxas de decomposição da serapilheira em altitudes crescentes foram consistentes com o efeito da temperatura, e que a queda de serapilheira anual diminuiu linearmente com a altitude crescente, em ambos os substratos. Entretanto, no substrato ultrabásico, houve maior limitação na mineralização do N, devido à menor disponibilidade de P, que influenciou mais do que a temperatura.

O tipo de solo também influencia o processo de decomposição, uma vez que está diretamente ligado à dinâmica dos organismos decompositores, fornecendo nutrientes e água, além de servir de abrigo para muitos organismos do solo.

A capacidade do solo de ceder nutrientes às plantas e aos microrganismos vai depender das suas características físicas e químicas, sendo estas dependentes da constituição da rocha mãe (material de origem) e das práticas de manejo sofridas pelos mesmos.

Austin e Vitousek (2000), avaliando a influência da precipitação pluviométrica sobre a decomposição de serapilheira em florestas nativas do Hawaii, onde foram demarcadas cinco subáreas variando a pluviosidade de 500mm a 5500mm anuais, concluíram que a precipitação teve efeito direto na decomposição e na liberação de nutrientes, ou seja, nas áreas com maiores precipitações, foram encontradas maiores taxas de decomposição. Também constataram que as concentrações de N inorgânico, P e cátions no solo foram sistematicamente mais baixas nas áreas com maiores precipitações.

A importância dos organismos do solo é inquestionável, pois eles são responsáveis pela decomposição da matéria orgânica e pela ciclagem de nutrientes, que são fundamentais para a vida do planeta. De acordo com Correia e Andrade (1999), a interação da fauna do solo com microrganismos e plantas é capaz de modificar funcional e estruturalmente o sistema do solo, exercendo uma regulação sobre os processos de decomposição e sobre a ciclagem de nutrientes.

É conveniente reconhecer três fases da decomposição: (1) a formação de detritos particulados por ações físicas e biológicas, acompanhadas da liberação de matéria orgânica dissolvida; (2) a formação relativamente rápida do húmus e a liberação de mais compostos orgânicos solúveis pelos saprófitos; e (3) a mineralização do húmus, em ritmo mais lento (Odum, 1983).

Os organismos do solo, os microrganismos e os invertebrados são os responsáveis por todo o processo de decomposição e pela ciclagem de nutrientes. As bactérias e os fungos constituem-se de aparatos enzimáticos, sendo os responsáveis por diversos mecanismos de síntese e degradação no solo, ora promovendo a mineralização de compostos orgânicos e a liberação de nutrientes, ora imobilizando-os em sua biomassa (Seasted e Crossley, 1984). No entanto, apesar de uma grande capacidade de transformação química, os microrganismos possuem uma mobilidade limitada. Sendo assim, a variabilidade espacial da atividade dos microrganismos pode ser muito grande, apresentando-se ativos em microsítios favoráveis e inativos em outros desfavoráveis, (Correia e Andrade, 1999).

As bactérias do solo formam o grupo de microrganismos que apresenta maior abundância e diversidade entre as espécies. A comunidade bacteriana é estimada em cerca de 10^8 a 10^9 organismos por grama de solo, variando de acordo com o método de contagem utilizado e com o tipo e manejo do solo (Brandão, 1992). São importantes agentes metabólicos do solo, pois atuam na decomposição da matéria orgânica, nas transformações bioquímicas, na fixação biológica de nitrogênio, na ação antagônica aos patógenos e na produção de substâncias de crescimento e de agentes cimentantes do solo (Siqueira e Franco, 1988; Wardle; 1992; Alexander, 1999).

Com relação ao nitrogênio, a maior parte no planeta terra (93,8%), está na crosta terrestre. Os 6,2% restantes estão na ecosfera. Nesta 99,96% está na forma de N_2 na atmosfera e os restantes 0,04%, nas formas combinadas

orgânicas ou inorgânicas existentes nos ecossistemas aquáticos terrestres (Roswall, 1979). Os animais, os vegetais e a maioria dos microrganismos dependem desta pequena parcela de N nas formas combinadas, pois o imenso reservatório de N_2 , que compõe cerca de 78% da atmosfera, não é acessível a todos os eucariotos (incluindo as plantas) e a maioria dos procariotos. Apenas uma parcela relativamente pequena das espécies de procariotos possui a enzima nitrogenase, que é capaz de reduzir o N_2 para a forma inorgânica combinada NH_3 , que pode então se tornar disponível para plantas e outros organismos. Estes organismos são chamados de fixadores de N_2 ou diazotróficos (Moreira e Siqueira, 2002).

Os actinomicetos podem ser considerados grupo de transição entre fungos e bactérias (Moreira e Siqueira, 2002). São importantes na degradação de compostos orgânicos recalcitrantes (fenóis quitinas e parafinas), por decompor a matéria orgânica a temperaturas elevadas, por degradarem celuloses e proteínas com pequena imobilização de nitrogênio, pela produção de antibióticos e por sua ação agregadora das partículas do solo (Siqueira e Franco, 1988; Wardle, 1992; Wardle e Lavelle, 1997; Alexander, 1999).

Os fungos são encontrados no solo com comunidades variando de 10^4 a 10^6 organismos por grama de solo com pH entre 3,0 a 9,0. São predominantes em solos ácidos, onde sofrem menor competição, pois as bactérias e os actinomicetos são favorecidos por valores de pH na região alcalina e neutra. A umidade ideal para o seu desenvolvimento encontra-se entre 60 e 70% da capacidade de retenção de água do solo, resistindo bem a altas pressões de CO_2 , podendo se desenvolver em regiões mais profundas do solo. Quanto à temperatura, podem ser encontrados em uma ampla faixa, entretanto predominam espécies mesófilas no solo. (Brandão, 1992).

Os invertebrados do solo, por outro lado, possuem uma capacidade enzimática limitada, restringindo-se à digestão de proteínas, lipídios e glicídios simples. Como outros animais, a fauna de solo não é capaz de produzir enzimas que degradam compostos, como a celulose ou a lignina. Todavia, as associações da fauna com microrganismos, decorrentes tanto da ingestão simultânea com o alimento como de simbioses mutualísticas, promovem um sinergismo no sistema de decomposição. Os microrganismos, ao serem transportados pelos invertebrados do solo, obtêm uma maior dispersão no ambiente, ao passo que os

invertebrados do solo, ao utilizarem as enzimas produzidas pelos microrganismos, ampliam os substratos energéticos a serem explorados (Correia e Andrade, 1999).

Além de atuarem como reguladores da atividade microbiana, os invertebrados do solo agem como fragmentadores do material vegetal e como engenheiros do ecossistema, modificando-o estruturalmente (Lavelle, 1996).

2.5. Avaliação da microbiota do solo

A biomassa microbiana do solo (BMS) era quantificada diretamente através do volume de todos os microrganismos que habitavam uma determinada porção do solo. A medida do volume total era feita por meio de observações microscópicas dos microrganismos oriundos de uma amostra de solo. Embora o método da observação direta tenha sido pioneiro e o único disponível até cerca de três décadas atrás, apresentava várias dificuldades, dentre elas o baixo rendimento e a pouca precisão (De-Polli e Guerra, 1999).

Com os avanços metodológicos, surgiram vários métodos indiretos para avaliar a microbiota do solo, dentre eles o método de diluição em série para fungos e bactérias totais do solo, utilizando os meios de Martin (1950) e Bunt e Rovira (1995). Embora este método seja o mais utilizado, apresenta limitação séria, pois se estima que apenas cerca de 1% ou mais dos organismos do solo sejam cultiváveis, ou seja, apresentem crescimento em meio de cultura. Assim, contagens por este método apresentam sempre resultados subestimados da densidade de organismos do solo. Além disso, características morfológicas, fisiológicas e bioquímicas em meio de cultura não refletem necessariamente o mesmo status encontrado no solo. No entanto, contagem em meio de cultura torna-se uma ferramenta útil em estudos comparativos ou para microrganismos específicos (Moreira e Siqueira, 2002).

A atividade biológica do solo pode ser definida como toda reação bioquímica catalizada pelos microrganismos do solo, sendo, geralmente, medida em termos metabólicos, através dos indicadores de CO₂ evoluídos, O₂ absorvido, atividades enzimáticas e caloríficas, e N, P, S mineralizados (Grisi, 1995). A respiração é um dos mais antigos parâmetros para quantificar a atividade microbiana. Ela representa a oxidação da matéria orgânica por organismos aeróbios do solo, que, portanto utilizam O₂ como acceptor final de elétrons, até

CO₂. Assim, ela pode ser avaliada tanto pelo consumo de O₂ como pela produção de CO₂. A determinação do O₂ pode ser feita por cromatografia gasosa ou eletrorespirômetro, e a do CO₂, por titulação ou condutividade elétrica (quando é capturado por NaOH ou KOH), por cromatografia gasosa, por espectroscopia de infravermelho (IRGA) ou por ¹⁴ C, neste caso quando se deseja monitorar compostos orgânicos específicos. Pode-se medir a respiração basal da amostra (com a matéria orgânica pré-existente) ou com a indução por substrato, adicionando-se uma fonte orgânica específica, e.g. glicose (Moreira e Siqueira, 2002).

Em diferentes sistemas de manejo do solo, a microbiota recebe estímulos diferenciados devido à composição dos resíduos das espécies vegetais e aos métodos de preparo do solo. Isto resulta em diferenças na atividade microbiana, na relação imobilização-mineralização do nitrogênio e nas taxas de decomposição dos resíduos (Vargas e Scholles, 1998).

2.6. Qualidade do solo

A qualidade do solo tem despertado interesse devido à sua importância para a produtividade agrícola, para a qualidade ambiental e para a saúde humana e animal. Algumas definições da qualidade do solo estão descritas na literatura (Doran e Parkin, 1994; Persson e Otabbong, 1994), bem como sugestões de métodos e estratégias para sua caracterização (Domsch et al., 1983; Torstensson, 1993; Knoepp et al., 2000). Doran e Parkin (1994) sugeriram que a qualidade do solo deve ser definida como sendo “a capacidade, de um dado solo, em funcionar no ecossistema para sustentar a produtividade biológica, manter a qualidade ambiental e promover a saúde do animal e da planta”.

Existem evidências de que parâmetros biológicos e microbiológicos, por serem os mais sensíveis, possam ser utilizados como os primeiros indicadores dos processos de degradação/recuperação de solos impactados (Dick, 1994; Dilly e Blume, 1998), possibilitando monitorar a qualidade de um determinado solo.

A qualidade do solo pode melhorar ou deteriorar, dependendo dos fatores que a influenciam. Porém existem aqueles fatores que são fixos e, portanto, não podem ser modificados, tais como: o geológico, o topográfico e o tempo. O grande desafio é desenvolver ou adaptar métodos para monitorar e avaliar o impacto

antropogênico sobre os processos biológicos do solo e sobre os organismos que nele habitam, em condições de campo. Qualquer índice de qualidade do solo deve incluir, além dos índices convencionais e oficiais (físico e químico), diversas variáveis biológicas e bioquímicas para que, em conjunto, possam refletir os complexos processos que afetam a qualidade do solo.

Alguns indicadores biológicos têm sido propostos para avaliar a qualidade do solo, como a estrutura da comunidade microbiana (Baath et al., 1998), a atividade microbiana (Pell et al., 1998; Arshad e Martin, 2002; Schloter et al., 2003; Gil-Sotres et al., 2005), e a variabilidade de micorrização em profundidade (Kling e Jacobsen, 1998).

O conteúdo enzimático também tem sido utilizado como indicador da qualidade biológica do solo (Valarini, et al., 2002; Stuczynski et al., 2003; Chavoshi et al., 2004; Sicardi et al., 2004; Izquierdo et al., 2003; Turner et al., 2002; Marinari et al., 2006), por serem sensíveis às variações induzidas pelos fatores ambientais e de manejo, e porque os procedimentos de sua análise são relativamente simples e rápidos.

A atividade hidrolítica do diacetato de fluoresceína (FDA) é usada como indicador geral da atividade hidrolítica do solo (Green et al., 2005). O FDA é hidrolizado por diversas enzimas do solo, como as proteases, lipases e esterases (Gullbault e Kramer, 1964), que são capazes de clivar compostos fluorogênicos (Taylor et al., 2002). Desta forma, essa ação catalítica pode ser considerada uma medida da atividade microbiana total (Shnürer e Rosswall, 1982), embora as enzimas envolvidas nesta reação apresentem atividade externa à célula, podendo se encontrar complexadas com os colóides do solo (Swisher e Carrol, 1980).

3. TRABALHOS

3.1. QUALIDADE QUÍMICA E BIOLÓGICA DO SOLO DE UMA ÁREA DEGRADADA, PELA EXTRAÇÃO DE ARGILA, REVEGETADA COM EUCALIPTO E LEGUMINOSAS EM ASSOCIAÇÃO COM MICORRIZAS⁽¹⁾

Vanderlan de Oliveira Paulucio², Marco Antonio Martins³, Luciana Aparecida Rodrigues⁴, Jolimar Antonio Schiavo⁵ e Marta Simone Mendonça Freitas⁶

RESUMO - O objetivo deste trabalho é avaliar a qualidade química e biológica de uma área degradada pela extração de argila, após ter sido revegetada com leguminosas e eucalipto, em povoamentos puros ou consorciados. O delineamento experimental utilizado foi o de blocos ao acaso em esquema fatorial 6x2, sendo os fatores: 6 (*A. mangium*; *S. virgata*; *E. camaldulensis*; *A. Mangium x E. camaldulensis* *A. Mangium x S. virgata*; e *S. virgata x E. camaldulensis*) e 2 (inoculadas ou não com FMAs), com 3 repetições. Foi também montado um experimento no DBC com os mesmos tipos de cultivo, acrescido de um controle (área dentro da cava sem revegetação), com 3 repetições. Aos 20 e 26 meses após o plantio para o campo, amostras de solo da camada de 0,00-0,10 m foram coletadas, para avaliação dos atributos químicos e biológicos. A qualidade química foi avaliada utilizando-se como indicadores as características químicas do solo. Na qualidade biológica, foi avaliada a atividade microbiana (pelo método enzimático da hidrólise do diacetato de fluoresceína e pelo método da respiração), o número de bactérias e fungos do solo (pelo método de diluição em série) e o número de esporos de fungos micorrízicos (pelo método do peneiramento úmido).

Os indicadores da qualidade química do solo apresentaram diferenças entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de cultivo. Aos 20 e 26 meses, foi observado que os nutrientes avaliados no solo apresentaram concentrações superiores ao controle, exceto a concentração de P, que não diferiu do controle para o plantio de acácia, eucalipto e acácia consorciada. Aos 20 meses após o plantio, quando se comparou os tipos de cultivo sem a inoculação com FMAs, a atividade microbiana, avaliado pelo método da respiração (CO_2 liberado), foi menor, para a acácia, quando comparada com a sesbânia consorciada com eucalipto, apresentando médias inferiores para a acácia em monocultivo ($35,62 \mu\text{g CO}_2 - \text{C g}^{-1}$ solo), quando comparadas com a sesbânia consorciada com eucalipto ($97,64 \mu\text{g CO}_2 - \text{C g}^{-1}$ solo). Aos 26 meses, não houve diferença entre os tipos de cultivo exceto para a sesbânia em monocultivo e consorciada que apresentaram médias maiores do que o controle. Por outro lado, aos 20 e 26 meses, a atividade microbiana do solo, avaliada pelo método enzimático, foi superior, em todos os tipos de cultivo, quando comparados ao controle. De maneira geral, o número de bactérias, fungos e esporos no solo foi maior nos plantios consorciados, em relação aos não consorciados.

Termos de indexação: Qualidade do solo, atividade microbiana, hidrólise do diacetato de fluoresceína, recuperação de áreas degradadas.

⁽¹⁾Parte da Tese de Doutorado do primeiro autor, a ser apresentada à Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF.

⁽²⁾Doutorando do curso de Produção Vegetal da UENF/CCTA. Av. Alberto Lamego 2000, Campos dos Goytacazes (RJ). CEP: 28013-600. E-mail: paulucio@uenf.br

⁽³⁾Professor Associado, UENF/CCTA. Bolsista do CNPq. E-mail: marco@uenf.br

⁽⁴⁾ Professora Instituto Superior de Tecnologia em Ciências Agrárias, IST/FAETEC. E-mail: lua@uenf.br

⁽⁵⁾ Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul (UEMS) Aquidauana, km 12, CEP 79200000 MS , Brasil.

⁽⁶⁾ Pesquisadora, UENF/CCTA.. E-mail: msimone@uenf.br

3.1. CHEMICAL AND BIOLOGICAL SOIL QUALITIES OF A DEGRADED AREA, IN REASON OF CLAY EXTRACTION, REVEGETATED WITH EUCALYPTUS AND LEGUME IN ASSOCIATION WITH MYCORRHIZA (1)

Vanderlan de Oliveira Paulucio¹, Marco Antonio Martins², Luciana Aparecida Rodrigues³, Jolimar Antonio Schiavo⁴ e Marta Simone Mendonça Freitas⁵

SUMMARY – This study was carried out to evaluate chemical and biological qualities of degraded area in reason of clay extraction, after revegetation with legume and eucalyptus, in single and interplanted plantations. The experimental design employed was randomized block organized in factorial 6x2, with the following factors: 6 (A. mangium; S. virgata; E. camaldulensis; A. Mangium x E. camaldulensis A. Mangium x S. virgata; and S. virgata x E. camaldulensis); and 2 (inoculated or not with AMFs); with 3 replications. It was also set up DBC experiment with the same cultivation types and addition of a control (area inside digging without revegetation), with 3 replications. For 20 and 26 months old plantations, samples of soil were collected at layer from 0.00 to 0.10 m, for evaluations of chemical and biological attributes. Chemical quality was evaluated considering chemical characteristic indicators of soil. For biological quality, it was evaluated microbial activity (by means of fluorescein diacetate hydrolysis assay, a enzymatic method, and breath method), numbers of bacteria and fungi in soil (by means of serial dilution serial method) and numbers of spores of mycorrhizal fungi (by means of wet sieving method). Soil chemical quality indicators showed difference among microbiological treatments and the cultivation types. In 20 and 26 months old plantations were observed that nutrient releases in soil showed superior concentrations to control, except P concentration that did not differ from control to acacia single plantation, and eucalyptus interplanted with acacia. For 20 months old plantations, when it was compared the cultivation types without and with AMFs inoculation, microbial activity, evaluated by breath method (release of CO₂), was lower for acacia than eucalyptus interplanted with sesbania. Acacia in single plantation showed lower averages (35.62 µg CO₂ - C g⁻¹ soil) than eucalyptus interplanted with sesbania (97.64 µg CO₂ - C g⁻¹ soil). For 26 months old plantations, there was no difference among cultivation types, except for sesbania in single and interplanted plantation, which showed higher averages than control. On the other hand, in 20 and 26 months old plantations, soil microbial

activity, evaluated by means of enzymatic method, was superior in all cultivation types, when contrasted with control. In conclusion, numbers of bacteria, fungi, and spores in soil were higher in interplanted plantations than in single.

Index terms: Soil quality, microbial activity, fluorescein diacetate hydrolysis, revegetation of degraded areas.

INTRODUÇÃO

Algumas áreas degradadas pela extração de argila no município de Campos dos Goytacazes-RJ estão sendo revegetadas com plantios mistos e/ou puros de essências florestais comerciais e leguminosas. As características da serapilheira depositada por cada uma dessas espécies podem influenciar na qualidade química e biológica do solo. A atividade enzimática no solo proporciona catálise de inúmeras reações necessárias ao ciclo de vida dos microrganismos, na decomposição de resíduos orgânicos durante o ciclo de nutrientes, e na formação da matéria orgânica e da estrutura do solo (Burnes, 1978). Desta maneira, a avaliação da microbiota do solo dessas áreas é um fator importante que pode contribuir para avaliar a qualidade biológica do solo, proporcionando elementos que possam auxiliar no manejo de recuperação dessas áreas degradadas.

A qualidade do solo pode melhorar ou deteriorar, dependendo dos fatores que a influenciam, embora existam fatores que são fixos e, portanto, não podem ser modificados, tais como: o geológico, o topográfico e o tempo. O grande desafio é desenvolver ou adaptar métodos para monitorar e avaliar o impacto antropogênico sobre os processos químicos e biológicos do solo, em condições de campo.

Há várias justificativas para a avaliação dos microrganismos e dos processos microbiológicos como indicadores de qualidade do solo. Entre elas, destaca-se a capacidade dos microrganismos responderem rapidamente a mudanças ambientais, derivadas de alterações no manejo, bem como o fato de que a atividade microbiana do solo reflete a influência conjunta de todos os fatores

que regulam a degradação da matéria orgânica e a transformação dos nutrientes (Kennedy e Papendick, 1995; Stenberg, 1999).

Os microrganismos constituem, ainda, grande e dinâmica fonte e depósito de nutrientes, em todos os ecossistemas, e participam ativamente em processos benéficos, tais como: a estruturação do solo, a fixação biológica do N, a solubilização de nutrientes para as plantas, a redução de patógenos e pragas de plantas, a degradação de compostos persistentes aplicados ao solo, em associações micorrízicas e em outras propriedades do solo que afetam o crescimento vegetal (Kennedy e Papendick, 1995; Kennedy e Smith, 1995).

Existem evidências de que parâmetros biológicos e microbiológicos, por serem os mais sensíveis, possam ser utilizados como os primeiros indicadores dos processos de degradação/recuperação de solos impactados (Dick, 1994; Dilly e Blume, 1998), possibilitando monitorar a qualidade de um determinado solo.

Alguns indicadores biológicos têm sido propostos para avaliar a qualidade do solo, como o número de bactéria e fungos (Moreira e Siqueira, 2002), a atividade microbiana (Pell et al., 1998; Arshad e Martin, 2002; Schloter et al., 2003; Gil-Sotres et al., 2005) e a variabilidade de micorrização em profundidade (Kling e Jacobsen, 1998).

A atividade dos microrganismos é, geralmente, medida em termos metabólicos, através dos indicadores de CO₂ evoluído, O₂ absorvido, atividades enzimáticas e caloríficas e N, P, S mineralizados (Grisi, 1995).

O termo respiração do solo é definido como a absorção de O₂ e/ou liberação de CO₂, pelas entidades vivas e metabolizantes do solo. Já a respiração microbiana é definida como a absorção de O₂ ou a liberação de CO₂ pelas bactérias, fungos, algas e protozoários no solo, incluindo as trocas de gases que resultam de ambos os metabolismos, aeróbio e anaeróbio (Anderson, 1982). A vantagem de se medir CO₂ ao invés de O₂ é que o CO₂ reflete a atividade, tanto de microrganismos aeróbios quanto de anaeróbios.

A atividade microbiana pelo método da respiração tem sido utilizada para correlacionar com outras propriedades ocorridas no solo, tais como conteúdo de enzimas ou de ATP, permitindo estimar a atividade da microflora e também o tamanho da população microbiana (Anderson e Domsch, 1985).

O conteúdo enzimático tem sido também utilizado como indicador da qualidade biológica do solo (Valarini et al., 2000; Stuczynski et al., 2003; Chavoshi

et al., 2004; Sicardi et al., 2004; Izquierdo et al., 2003; Turner et al., 2002; Marinari et al., 2006). As enzimas apresentam grande potencial como indicadores da qualidade do solo, por estas serem sensíveis às variações induzidas pelos fatores ambientais e de manejo, e pela simplicidade e rapidez dos procedimentos de sua análise.

A atividade hidrolítica do diacetato de fluoresceína (FDA) é usada como indicador geral da atividade hidrolítica do solo (Green et al., 2005). O FDA é hidrolizado por diversas enzimas do solo, como as proteases, lipases e esterases (Gullbault e Kramer, 1964), que são capazes de clivar compostos fluorogênicos (Taylor et al., 2002). Desta forma, essa ação catalítica pode ser considerada uma medida da atividade microbiana total (Shnürer e Rosswall, 1982), embora as enzimas envolvidas nesta reação apresentem atividade externa à célula, podendo se encontrar complexadas com os colóides do solo (Swisher e Carroll, 1980).

O presente estudo teve como objetivo avaliar a qualidade química e biológica do solo em uma área degradada e revegetada com leguminosas e/ou eucalipto, inoculadas ou não com FMAs. E também comparar os resultados da atividade microbiana analisada pelos métodos da respiração (CO₂ liberado) e enzimático (hidrólise do diacetato de fluoresceína).

MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi realizado numa cava de extração de argila pertencente à cerâmica Stilbe, localizada no distrito de Poço Gordo, Município de Campos dos Goytacazes-RJ. Antes da extração de argila, foi removida a camada superficial, deixando-a à parte, e, em seguida, procedeu-se a retirada da argila até uma profundidade de aproximadamente 2,5 m. Após a extração, a camada superficial foi recolocada na cava, nivelada mecanicamente e mantida sob pousio durante dois anos. Após esse período, foi realizado o plantio de mudas de leguminosas e de eucalipto.

O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados (3 blocos), com os tipos de cultivo dispostos em esquema fatorial 2x6, sendo os fatores com e sem inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), na fase de produção de mudas e de combinações das espécies, em plantio puro (*Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*), e em consórcio (*Acacia mangium* x *Eucalyptus camaldulensis*, *Sesbania virgata* x *Eucalyptus camaldulensis* e *Acacia mangium* x *Sesbania virgata*), totalizando 12 tratamentos. Foi também montado um experimento no DBC com os mesmos tipos de cultivo, acrescido de um controle (área dentro da cava sem revegetação), totalizando 7 tratamentos com 3 repetições.

Para o preparo da área, realizou-se uma aração e duas gradagens. Em seguida, promoveu-se o sulcamento com espaçamento de 3 m entre sulcos. Nos sulcos procedeu-se a abertura das covas, com espaçamento de 2 m e dimensões de 0,30 x 0,30 x 0,30 m. cada parcela foi constituída por 16 plantas. Foram também, marcadas três parcelas de 9x6 m dentro da cava de argila sem o plantio das espécies (controle).

Foram utilizados FMAs nativos, isolados de uma área de extração de argila, pertencente à cerâmica Caco Manga Ltda., localizada no distrito de Ururáí, no município de Campos dos Goytacazes-RJ. Amostras do isolado foram avaliadas pelo Departamento de Biologia da Universidade Estadual de Maringá (PR), sendo identificadas as seguintes espécies: *Glomus macrocarpum*, *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana*. O isolado, pertencente ao banco de inóculo do laboratório de solos da UENF, foi multiplicado em plantas de *Brachiaria bryzantha* em mistura de solo mais areia na proporção de 1:2 (v/v). O substrato foi esterilizado em autoclave por três vezes, a uma temperatura de 121⁰C, por uma hora (Schiavo, 2005). A inoculação foi realizada na fase de produção de mudas.

Para as leguminosas, foi feita também inoculação nas sementes com estirpes selecionadas de rizóbio (Acácia Br 3609 e Br 6009 e Sesbânia Br 5401), da coleção pertencente à Embrapa Agrobiologia, Seropédica, RJ.

Após 20 e 26 meses do plantio das espécies florestais, em março e setembro de 2004, foram coletadas na linha de cada parcela, aleatoriamente e na parcela controle, 12 amostras simples de solo na profundidade de 0,00-0,10

m, com auxílio de um trado holandês, as quais foram acondicionadas em sacos de polietileno, constituindo as amostras compostas. Sub-amostras dessas amostras foram armazenadas em câmara fria, a 4^oC, para posterior realização das análises microbiológicas, sendo o restante seco ao ar e posteriormente passadas em peneira de malha de 2 mm, para realização das análises químicas.

As análises químicas do solo constituíram-se de: pH em água, na relação 1:2,5; P extraído por solução Mehlich 1 e determinado por espectrofotômetro; K determinado por fotometria de chama; Ca e Mg trocáveis por espectrofotometria de absorção atômica (Embrapa, 1997). O carbono e o nitrogênio foram determinados automaticamente via combustão seca (CHN/S ANALYSER-PERKYN ELMER modelo PE 2400-II).

A atividade microbiana total do solo foi realizada através do método da respiração (CO₂ liberado), como descrito por Grisi (1995). Amostras de solo recém-coletadas foram submetidas a uma pré-incubação durante sete dias, em recipientes fechados, contendo um erlenmeyer com 50 mL de água destilada e outro com 50 mL de NaOH 1N, para absorver o CO₂ liberado do solo, com a finalidade de estabilizar o efeito do peneiramento e promover a estabilização das amostras, quanto à sua respiração microbiana. Após esse período, as amostras de solo foram padronizadas para uma umidade de 40% da capacidade de saturação, medida previamente em laboratório, e retiraram-se, em seguida, três amostras de 50g de solo, para cada tratamento. A incubação foi feita colocando cada uma das amostras pesadas em recipientes de plástico de 6 cm de altura por 13 cm de diâmetro, contendo um erlenmeyer com 10 mL de NaOH 1N, sendo colocadas também quatro recipientes somente com erlenmeyer, contendo 10 mL de NaOH 1N para o branco. Os recipientes foram hermeticamente fechados e as amostras incubadas durante sete dias. Após esse período de incubação, adicionaram-se 2 mL de cloreto de bário e titularam-se as amostras com HCl 0,5M, mediante a adição de duas gotas do indicador fenolftaleína, estimando-se assim a atividade microbiana pela quantidade de CO₂ liberado, num período de sete dias, pela fórmula: $R = (B - A) * N * 0,006 * 10^6 / P$, onde: R= quantidade de CO₂ -C liberada em $\mu\text{gCO}_2\text{-C g}^{-1}$ solo; B= volume de HCl gasto na titulação do branco (média); N= normalidade do ácido e P= peso do solo.

A atividade microbiana do solo foi estimada pelo método da hidrólise do diacetato de fluoresceína, seguindo os procedimentos descritos por Chen et al., (1988). O método se baseia em estimar a fluoresceína produzida no solo, tratado com solução de diacetato de fluoresceína, e incubado a 24 °C. Foram usadas amostras de solo recém-coletadas referentes a cada tipo de cultivo e no controle, sendo estas passadas em peneira de malha 2 mm. Em seguida, pesou-se para cada amostra 5g de solo, quatorze vezes, sendo quatro para as amostras e dez para os pontos da curva (0, 100, 200, 300 e 400µg FDA), tendo em vista que foram duas repetições para cada ponto, as quais foram adicionadas em erlenmeyer de 125 mL. Para as amostras, foram acrescentados 20 mL de tampão fosfato de sódio e solução de diacetato de fluoresceína na concentração de 2 µg mL⁻¹. Em seguida, os frascos foram tampados com folha de alumínio e incubados em agitador a 0,15 g, por vinte minutos. Após esse período, a reação foi interrompida pela adição de acetona (20 mL). A suspensão de solo foi centrifugada a 427 g por dez minutos, retirando-se alíquotas do sobrenadante, para leitura em espectrofotômetro com o comprimento de onda de 490nm.

O número de bactérias e fungos do solo foi determinado pelo método de diluição em série, sendo utilizado para contagem de bactérias o meio de Bunt e Rovira (1995), para o crescimento das colônias, adicionado de actidione. E para a contagem de fungos, foi utilizado para o crescimento das colônias o meio de Martin (1950), acrescido de 70 mgL⁻¹ de rosa-de-bengala e 100 mgL⁻¹ de uma mistura dos antibióticos penicilina e estreptomicina. A incubação das culturas foi feita a 28°C por dois dias (bactérias) e três dias (fungos). O número de microrganismos foi calculado pela seguinte fórmula:

$$\text{N}^\circ \text{ de microrganismo/g de solo} = \frac{[\text{N}^\circ \text{ de colônias} \times (1/\text{fator de diluição}) \times (1/\text{alíquota})]}{\text{Peso do solo seco}}$$

O número de esporos de FMAs foi determinado por contagem, depois do peneiramento úmido de 50 mL de solo e da centrifugação em solução de sacarose a 45% (Gerderman e Nicolson, 1963).

Os dados dos teores de nutrientes do solo, da atividade microbiana, do número de bactérias e de fungos e a contagem de esporos, referentes aos dois experimentos, foram submetidos à análise de variância e a comparações de

médias, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, usando o programa SAEG (Sistema de Análise Estatística e Genética), segundo Euclides (1994).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O pH do solo não apresentou diferença significativa entre os tratamentos com ou sem inoculação com FMAs, bem como com o tipo de cultivo, em ambas as datas de avaliação (Tabelas 1 e 2).

A área cultivada com a sesbânia em monocultivo, aos 20 meses após o plantio, apresentou concentração de P no solo significativamente superior nas plantas inoculadas, quando comparadas às plantas sem a inoculação (Tabela 1). Aos 26 meses, a inoculação com FMAs proporcionou maiores concentrações de P no solo, nos cultivos de acácia e sesbânia em monocultivo, comparado aos não inoculados (Tabela 2). Entretanto, na sesbânia consorciada com eucalipto, a inoculação com os FMAs proporcionou menores concentrações de P do que o tratamento sem a inoculação.

Nos tratamentos inoculados com os FMAs, a maior concentração de P no solo foi observada nos povoamentos de sesbânia em monocultivo, em ambos os períodos de avaliação, em relação ao demais cultivos (Tabelas 1 e 2). Possivelmente, a maior concentração de P no solo, na parcela sobre o plantio de sesbânia, deve-se ao fato de que foi observada uma maior velocidade de decomposição das folhas dessas plantas, o que disponibiliza o P mais rapidamente para o solo (Paulucio, 2007*). Para plantas não inoculadas com FMAs, observou-se diferença significativa somente na avaliação feita aos 26 meses após o plantio, sendo o maior valor encontrado no cultivo de sesbânia consorciada com eucalipto (Tabela 2).

Aos 20 e 26 meses após plantio, a inoculação com FMAs possibilitou a maior concentração de K no plantio de sesbânia em monocultivo. Entretanto, quando se comparou a sesbânia consorciada com eucalipto, aos 20 meses, ocorreu maior concentração de K, no tratamento não inoculado (Tabelas 1 e 2).

Quando se comparou o tipo de cultivo em plantas inoculadas com FMAs, a sesbânia em monocultivo apresentou maiores concentrações de K, sendo superior a todos os outros tipos de cultivo, em ambos os períodos de avaliação.

Aos 20 meses após o plantio, o carbono orgânico (C) do solo, nos tratamentos sem a inoculação com FMAs, apresentaram maiores concentrações para acácia e eucalipto em monocultivo e sesbânia consorciada com eucalipto, em comparação com os inoculados. Entretanto, 26 meses após o plantio, as maiores concentrações de C foram observadas nos povoamentos de acácia consorciada com sesbânia não inoculados, comparados com os inoculados (Tabelas 1 e 2).

Em relação às plantas inoculadas com FMAs, aos 20 e 26 meses, a sesbânia em monocultivo e o consórcio de sesbânia com eucalipto apresentaram maiores concentrações de C no solo que os demais tipos de cultivo. Por outro lado, na avaliação feita 26 meses após o plantio, em plantas inoculadas com os FMAs, o eucalipto em monocultivo apresentou menor concentração de C do que a acácia consorciada com eucalipto, ou a sesbânia consorciada com eucalipto (Tabela 2). Esses resultados podem ser explicados pelo maior aporte de nitrogênio via fixação biológica do N_2 atmosférico pela leguminosa em consórcio com o eucalipto, sendo essencial para fixar o C em formas mais estáveis da matéria orgânica do solo. Vezzani et al. (2001) avaliaram o plantio puro de eucalipto e o consórcio com acácia negra, e também observaram maiores valores de C no solo sob plantio de eucalipto consorciado.

Quando se compararam os tipos de cultivo submetidos à inoculação com os FMAs, a maior quantidade de N no solo foi observada nos povoamentos de acácia consorciada com sesbânia, e sesbânia com eucalipto, na avaliação feita aos 20 meses após o plantio (Tabela 1). Entretanto, nos tratamentos sem a inoculação, aos 20 e 26 meses após o plantio, o maior valor de N no solo foi encontrado nos povoamentos de sesbânia consorciada (Tabelas 1 e 2).

Na avaliação microbiológica, pelo método da respiração (CO_2 liberado), feita aos 20 meses após o plantio, em relação aos tipos de cultivo sem a inoculação com FMAs, verificou-se a menor atividade microbiana nos povoamentos de acácia, enquanto que nos tipos de cultivo com inoculação com FMAs, não houve diferença significativa. Quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído

o controle, foi observada maior atividade microbiana somente para a sesbânia consorciada com eucalipto (Tabela 3). Na avaliação feita aos 26 meses, a atividade microbiana não diferiu estatisticamente entre os tipos de cultivo, independente da inoculação com FMAs. Porém, se comparadas as médias dos tipos de cultivo incluído o controle, o consórcio de sesbânia com eucalipto e com acácia e a sesbânia em monocultivo diferiram significativamente do controle, apresentando maior atividade microbiana (Tabela 4).

Na avaliação feita pelo método da hidrólise do diacetato de fluoresceína, aos 20 e 26 meses após o plantio, não foi observada diferença significativa entre os tipos de cultivo, independente da inoculação com FMAs. Entretanto, se comparadas as médias dos tipos de cultivo incluído o controle, verificou-se que o controle apresentou a menor atividade microbiana (Tabelas 3 e 4).

Aos 20 meses após o plantio de leguminosas e eucalipto, em povoamentos puros ou consorciados, aumentou significativamente a atividade microbiana do solo, avaliada pelo método da hidrólise do diacetato de fluoresceína, em relação ao controle (Tabela 3). Foram observados aumentos de 263, 243, 323, 283, 305 e 297% para acácia, eucalipto, sesbânia, acácia x eucalipto, acácia x sesbânia e eucalipto x sesbânia, respectivamente, em relação ao controle. Quando se avaliou o efeito da condição de espécie, ou seja, do plantio puro e/ou misto, não houve diferença significativa. Entretanto, verificou-se que a atividade microbiana do solo sobre vegetação com as leguminosas (acácia e sesbânia) foi maior em relação ao eucalipto, em plantio puro (Tabela 3). Entretanto, aos 26 meses não foram observadas essas diferenças, inclusive ocorreu um pequeno acréscimo na atividade microbiana sob o plantio de eucalipto (Tabela 4). Na avaliação do consórcio, com ênfase no eucalipto, verificou-se que os valores da atividade microbiana do solo, pelo método da hidrólise do diacetato de fluoresceína, apresentaram incrementos de 11,72 e 15,80%, para eucalipto consorciado com acácia e eucalipto consorciado com sesbânia, respectivamente, em relação ao plantio puro do eucalipto, aos 20 meses após o plantio (Tabela 3).

Os métodos para quantificar a atividade microbiana, em ambas as datas de avaliação - 20 e 26 meses, correlacionaram-se significativamente pelo teste de t student (Tabela 7). Aos 20 e 26 meses, os métodos se

correlacionaram, entretanto, o método do diacetato apresentou menor coeficiente de variação, em comparação com o método da respiração, respectivamente (Tabelas 3 e 4).

Aos 20 meses após o plantio das espécies no campo, o número de esporos de FMAs no solo foi maior, nos povoamentos de sesbânia inoculados com FMAs, não havendo diferença significativa nos povoamentos sem inoculação (Tabela 3). Quando se comparou o tratamento microbiológico, observou-se incremento no número de esporos com a inoculação com FMAs, para sesbânia, eucalipto, acácia x eucalipto e acácia x sesbânia (Tabela 3). Entretanto, para a acácia, foi observado comportamento oposto, ou seja, o tratamento sem a inoculação foi significativamente maior, quando comparado com o tratamento com a inoculação (Tabela 3). Esses resultados indicam que a área já se encontrava com a presença de esporos de FMAs nativos, antes do plantio das espécies, uma vez que a camada superficial (top soil) foi repostada após a exploração. Quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle, todos apresentaram maior número de esporos do que o controle, exceto o consórcio de sesbânia com eucalipto (Tabela 3).

Aos 20 meses após o plantio, quando se compararam os tipos de cultivo com inoculação com os FMAs, o número de bactérias do solo no monocultivo de eucalipto foi significativamente inferior ao monocultivo de acácia e de sesbânia. Quando comparados os tipos de cultivo sem inoculação com os FMAs, verificou-se que o maior número de bactérias no solo foi encontrado no monocultivo de acácia. Quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle, todos apresentaram maior número de bactérias do que o controle, com exceção do eucalipto (Tabela 5).

Na avaliação feita aos 26 meses após o plantio, para os tratamentos inoculados com FMAs, o número de bactérias no solo foi maior nos povoamentos de acácia consorciada com sesbânia. Entretanto, no tratamento sem a inoculação, o maior número de bactérias foi encontrado no povoamento de sesbânia consorciada com eucalipto, embora este não tenha diferido significativamente do consórcio de acácia e sesbânia e do monocultivo de sesbânia (Tabela 5). Aos 20 meses, quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle, todos apresentaram maior número

de bactérias, exceto o monocultivo de eucalipto (Tabela 5). Entretanto, aos 26 meses, além do eucalipto, o monocultivo de acácia também não diferiu do controle (Tabela 6).

Quanto ao número de fungos no solo, aos 20 meses após plantio, as maiores populações foram encontradas nos povoamentos de sesbânia consorciada com eucalipto, independente de estarem ou não inoculados com os FMAs. Quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle, não foram observadas diferenças estatísticas, exceto o consórcio de sesbânia com eucalipto, que apresentou maior número de fungos (Tabela 5).

Na avaliação feita aos 26 meses, nos tratamentos inoculados com FMAs, o número de fungos no solo foi menor no monocultivo de acácia, enquanto que, nos tratamentos sem a inoculação, não houve diferença significativa. Quando se compararam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle, todos apresentaram maior número de fungos do que o controle (Tabela 6).

Áreas degradadas, em particular as cavas de extração de argila, apresentam baixos teores de carbono e nutrientes (Tabelas 1 e 2), o que, conseqüentemente, proporcionou baixa atividade microbiológica, principalmente se a área for deixada sem cultivo, como é o caso da área controle (Tabelas 3 e 4). A presença de vegetais é um fator importante na qualidade do solo, pelo fornecimento de fontes de energia necessária à manutenção e à atividade da população microbiana no solo (Pascual et al., 2000). Assim, o aumento da atividade microbiana no solo decorre, provavelmente, do crescimento das espécies vegetais, do incremento concomitante da matéria orgânica (C) e dos teores de nutrientes do solo, uma vez que o conteúdo e a atividade da biomassa microbiana do solo são diretamente associados ao "input" de carbono (Witter e Kanal, 1998). Desta forma, a revegetação das áreas degradadas com leguminosas e eucaliptos em plantios puros e/ou consorciados, inoculados ou não com FMAs, proporcionou modificações na atividade total da microbiota do solo, que foi refletida na atividade enzimática do solo (Tabelas 3 e 4).

Atividades enzimáticas específicas têm sido utilizadas para comparar e discutir a qualidade de solos com diferentes conteúdos de matéria orgânica (Barriuso et al., 1988) e podem ser utilizadas como um dos indicadores da qualidade do solo. A atividade hidrolítica do diacetato de fluoresceína (FDA) é usada como indicador geral da atividade hidrolítica do solo, como medida da protease, lipase e esterase que são capazes de clivar compostos fluorogênicos (Taylor et al., 2002). Desta forma, essa ação catalítica pode ser

considerada uma medida da atividade microbiana total (Shnürer e Rosswall, 1982), embora as enzimas envolvidas nesta reação apresentem atividade externa à célula, podendo se encontrar complexadas com os colóides do solo (Swisher e Carroll, 1980).

Vance e Entry (2000) demonstraram que a atividade da enzima fosfomonoesterase aumentou proporcionalmente ao conteúdo de matéria orgânica, durante a recuperação de um solo degradado. A atividade da enzima β -glucosidase, também utilizada como um bom indicador da qualidade do solo, também aumentou com a adubação orgânica (Bandick e Dick, 1999).

Foi verificada uma maior atividade microbiana nos tratamentos não inoculados com os FMAs (Tabelas 3 e 4). A presença dos FMAs, nas raízes do hospedeiro, pode consumir quantidades significativas de C (Buwalda e Goh, 1982). Estima-se que os FMAs podem consumir até 30% do C fotoassimilado pela planta hospedeira (Van Veen et al., 1989). Dessa forma, sugere-se que a presença dos FMAs nas raízes das leguminosas e eucalipto poderia estar diminuindo a exudação de fotoassimilados para a rizosfera e, conseqüentemente, diminuindo a atividade das populações microbianas do solo. Observa-se que as concentrações de C e N no solo, em geral, são maiores nos tratamentos sem a presença dos FMAs (Tabelas 1 e 2). Entretanto, esta diferença diminuiu na avaliação feita aos 26 meses após o plantio (Tabela 2).

Apesar de não existir consenso acerca de qual solo deve ser considerado como referência de máxima qualidade (Gil-Sotres et al., 2005), o presente estudo demonstrou que houve recuperação da área degradada pela extração de argila, através da revegetação com espécies leguminosas e eucalipto, em povoamentos puros ou consorciados. Assim, restou provado que, na área estudada, houve uma melhoria na qualidade química e biológica do solo.

CONCLUSÕES

A revegetação da cava de extração de argila com espécies leguminosas e eucalipto, em povoamentos puros ou consorciados, proporciona aumento na atividade microbiana e nos teores de nutrientes do solo, proporcionando melhoria na qualidade química e biológica do solo.

O cultivo consorciado proporciona melhoria nos atributos químicos e biológicos do solo.

Os métodos utilizados para avaliar a atividade biológica do solo correlacionaram entre si.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelo apoio financeiro, e à Coodenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa para o primeiro autor.

REFERÊNCIAS

- Anderson, J.P.E. (1982) Soil respiration. In: Page, A.L.; Milher, R.H.; Keeney, D.R. eds. Method of soil analysis. 2.ed. Part 2. Madisson: *American Society of Agronomy/Soil Science Society of America*, p. 831-871.
- Anderson, J.P.E.; Domsch, K.H. (1978) A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass soils. *Soil Biology and Biochemistry*, Oxford, v.10, p. 215-221.
- Arshad, M.A.; Martin, S. (2002) Identifying critical limits for soil quality indicators in agro-ecosystems. *Agriculture, Ecosystems, and Environment*, 88, 153-160.
- Bandick, A.K.; Dick, R.P. (1999) Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 31, p.1471-1479.
- Barriuso, E.; Pérez-Mateos, M.; González-Carcedo, S. (1988) Actividad ureásica específica del suelo. *Agrochimica*, v. 32, p. 284-294.
- Bunt, J.S.; Rovira, A.D. (1995) Microbiological studies of some subantarctic soils. *J.Soil Sci.*, Oxford, 6:119-128.
- Burns, R.G.. (1978) Soil enzymes. New York: Academic Press, 379p.

- Buwalda, J.G.; Goh, K.M. (1982) Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depression in VA mycorrhizal ryegrass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 14, p. 103-106.
- Chavoshi; E.; Khademi, H.; noorbakhsh, F. (2004) The effect of land use type and landscape position on soil alkaline phosphatase activity. *Iranian Journal of Agricultural Science*, v. 35 p. 742-751.
- Chen, W., Hoitink, A.J., Schmitthenner, A.F. e Tuovinen, O.H. (1988) The role of microbial activity in supresion of damping-off caused by *Pythium ultimum*. *Phytophatology*, v.78, p.314-322.
- Dick, R.P. (1994) Soil enzyme activities 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*. Madison: *Soil Science Society of America*, p. 107-124.
- Dilly, O.; Blume, H.P. (1998) Indicators to assess sustainable land use with reference to soil microbiology. *Adv. GeoEcol.*, 31:29-36.
- EMBRAPA. (1997) Manual de interpretação de análises de solo, plantas e fertilizantes. Ed. Silva, F.C. Brasília, DF, 185p.
- Euclides, R.F. (1994) Sistema para Análise Estatísticas e Genéticas – SAEG.
- Fedoroff, N. (1987) The production potential of soil. Part 1. Sensivity of principal soil types to the intensive agriculture of north-western Europe. In: Barth, E.; L'hermite, P. (Eds.). *Scientific Basis for Soil Protection in the European Community*. Elsevier, London, p. 65-86.
- Gerdemann, J.W.; Nicolson, T.H. (1963) Spores of mycorrhizal *Endogene* species extract from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Of British Mycol. Soc.*, 46:235-246.
- Gil-Sotres, F.; Trasar-Cepeda, C.; Leirós, M.C.; Seoane, S. (2005) Different approaches to evaluating quality using biochemical properties. *Soil Biol. and Biochem.*, 37:877-887.
- Green, V.S.; Stott, D.E. Diack, M. (2005) Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: optimization for soil samples. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 37, p.1-9.
- Grisi, B.M. (1995) Biomassa e a atividade de microrganismos do solo: revisão metodológica. *Revista. Nordestina de Biologia*, v. 10, n. 1, p. 1 – 22.

- Gullbault, G.G.; Kramer, D.N. (1964) Fluorometric determination of lipase, acylase, alpha- and gamma-chymotrypsin and inhibitors of these enzymes. *Analytical Chemistry*, v.36, p.409-412.
- Izquierdo, I.; Caravaca, F.; Alguacil, M.M.; Roldan, A. (2003) Changes in physical and biological soil quality indicators in a tropical crop system (Havana, Cuba) in response to different agroecological management practices. *Environmental Management*, v. 32, p.639-645.
- Kennedy, A.C., Papendick, R.I. (1995) Microbial characteristics of soil quality. *J. Soil Water Conserv.*, 50:243-248.
- Kennedy, A. C., Smith, K.L. (1995) Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. *Plant Soil*, 170:75-86.
- Kling, M.; Jacobsen, I. (1998) Arbuscular mycorrhiza in soil quality assessment. *Ambio*, 27:29-34.
- Marinari, S.; Mancinelli, R.; Campiglia, E.; Grego, S. (2006) Chemical and biological indicators of soil quality in organic and conventional farming systems in Central Italy. *Ecological Indicators*.
- Martin, J.P. (1950) Use of acid, rose Bengal, and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. *Soil Sci.*, Baltimore, 69:215-232.
- Moreira, F.M.S.; Siqueira, J.O. (2002) Micorrizas. In: UFLA (Ed.) *Microbiologia e bioquímica do solo*. Lavras, p.483-539.
- Pascual, J.A.; Garcia, C.; Hernandez, T.; Moreno, J.L.; Ros, (2000) M. Soil microbial activity as a biomarker of degradation and remediation process. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 32 p.1877-1883.
- Paulucio, V.O. (2007*) *Decomposição da serapilheira foliar, crescimento e teor de nutrientes, em eucalipto e leguminosas, em associação com micorrizas, em plantios puros e consorciados. (Tese de Doutorado) *(trabalho 2 presente na tese).*
- Pell, M.; Stenberg, B.; Torstensson, L. (1998) Potencial denitrification and nitrification tests for evaluation of pesticide effects in soil. *Ambio*, 27:24-28.
- Schlöter, M.; Dilly, O., Munch, J.C. (2003) Indicators for evaluating soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 98:255-262.
- Shnürer, J.; Rosswall, T. (1982) Florescein diacetate hydrolyses as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 43, p.1256-1261.

- Sicardi, M.; Garcia-Prechac, F.; Frioni, L. (2004) Soil microbial indicators sensitive to land use conversion from pastures to commercial *Eucalyptus grandis* (Hill ex Maiden) plantations in Uruguay. *Applied Soil Ecology*, v. 27 p.125-133.
- Stenberg, B. (1999) Monitoring soil quality of arable land: microbiological indicators. *Soil Plant Sci.*, 49:1-24.
- Stuczynski, T.I.; MacCarty, G.W.; Siebielec, G. (2003) Response of soil microbiological activities to cadmium, lead and zinc salt amendments. *J. Environ. Qual.* 32:1346-1355.
- Swisher, R.; Carrol, C.G. (1980) Fluorescein diacetate hydrolysis as an estimator of microbial biomass on coniferous needle surface. *Microbial Ecology*, v. 6, p.217-226.
- Taylor, J.P.; Wilson, B.; Mills, M.S.; Burns, R.G. (2002) Comparison of microbial numbers and enzymatic activities in surface soils and subsoils using various techniques. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 34, p.387-401.
- Turner, B.L.; Hopkins, D.W.; Haygarth, P.M.; Ostle, N. (2002) Beta-glucosidase activity in pasture soils. *Applied Soil Ecology*, v. 20, p.157-162.
- Valarini, F.J.; Frighetto, R.T.S. (2000) Indicadores Biológicos e Bioquímicos da Qualidade do Solo: manual técnico. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 198p.
- Vance, N.C.; Entry, J.A. (2000) Soil properties important to the restoration of a Shasta red fir barrens in the Siskiyou Mountains. *Forest Ecology and Management*, v. 138, p.427-434.
- Van Veen, J.A.; Merokx, R.; Geijn, S.C. van de. (1989) Plant and soil related controls of the flow of carbon from rotos through the soil microbial biomass. *Plant and Soil*, 115:179-188.
- Vezzani, F.M.; Tedesco, M.J.; Barros, N.F. (2001) Alteração dos nutrientes no solo e nas plantas em consórcio de eucalipto e acácia negra. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, Viçosa-MG, v. 25, p. 225-231.
- Witter, E.; Kanal, A. (1998) Characteristics of the soil microbial biomass in soils from a long-term field experiment with different level of C-input. *Applied Soil Ecology*, v.10, p.37-49.

Tabela 1. Características químicas de solo de cava de extração de argila revegetada com plantios puros e consorciados com leguminosas e/ou eucalipto inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), aos 20 meses após plantio. Média de três repetições

Tipo de cultivo	FMAs	pH	P		K		Ca		Mg		C		N	
			mg dm ⁻³		mg dm ⁻³		Cmol _e dm ⁻¹		Cmol _e dm ⁻¹		g kg ⁻¹		g kg ⁻¹	
Acácia	Com	5,5Aa	15,87Ba	15,15BC	107,53Ba	92,87D	2,85Cb	4,46C	3,21ABa	3,32A	12,13Db	14,80C	2,35ABa	2,59BC
	Sem	5,9Aa	14,41Aa	15,15BC	78,20Ca	92,87D	6,06ABa	4,46C	3,43Aa	3,32A	17,47Ba	14,80C	2,84ABCa	2,59BC
Sesbânia	Com	6,5Aa	41,61Aa	26,87A	547,53Aa	348,70 ^a	8,25Aa	6,48AB	3,53ABa	3,70A	24,50Aa	22,62A	2,93ABa	2,63BC
	Sem	5,9Aa	12,14Ab	26,87A	149,87BCb	348,70 ^a	4,70ABb	6,48AB	3,88Aa	3,70A	20,73Ba	22,62A	2,33BCa	2,63BC
Eucalipto	Com	5,8Aa	14,51Ba	13,38C	178,20Ba	184,53BC	4,54BCa	9,96BC	2,39Bb	3,12A	12,37Cdb	16,92C	1,44Ba	1,69C
	Sem	6,1Aa	12,24Aa	13,38C	190,87Ba	184,53BC	5,38ABa	9,96BC	3,84Aa	3,12A	21,47Ba	16,92C	1,94Ca	1,69C
Ac. x Euc.	Com	5,6Aa	16,56Ba	16,23BC	148,53Ba	136,32CD	4,61BCa	4,44C	2,90ABa	3,18A	17,83BCDa	17,45BC	2,57ABa	2,53C
	Sem	5,9Aa	15,89Aa	16,23BC	124,11BCa	136,32CD	4,27Ba	4,44C	3,47Aa	3,18A	17,07Ba	17,45BC	2,50BCa	2,53C
Ac. x Sesb.	Com	6,1Aa	14,26Ba	13,82C	134,20Ba	148,70C	7,14ABa	7,19A	2,92ABb	3,43A	21,10ABa	22,00AB	3,71Aa	3,77A
	Sem	6,4Aa	13,39Aa	13,82C	163,20Ba	148,70C	7,24Aa	7,19A	3,93Aa	3,43A	22,90ABa	22,00AB	3,84ABa	3,77A
Sesb. x Euc.	Com	5,8Aa	19,38Ba	19,19B	145,53Bb	215,37B	4,49BCb	5,64ABC	3,72Aa	3,75A	18,77ABCb	23,45A	3,04Ab	3,64AB
	Sem	6,7Aa	19,01Aa	19,19B	285,20Aa	215,37B	6,79ABa	5,64ABC	3,78Aa	3,75A	28,13Aa	23,45A	4,23Aa	3,64AB
Controle ^{1/}	-	6,0A	-	11,63C	-	38,53E	-	0,64D	-	0,78B	-	0,89D	-	0,30D
Cv (%)		12,64		15,96		16,41		21,66		16,54		14,943		23,77

1/ Letras maiúsculas e em itálico, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 2. Características químicas de solo de cava de extração de argila revegetada com plantios puros e consorciados com leguminosas e/ou eucalipto inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), aos 26 meses após plantio. Média de três repetições

Tipo de cultivo	FMAs	pH	P		K		Ca		Mg		C		N		
			mg dm ⁻³		mg dm ⁻³		Cmol.dm ⁻¹		g kg ⁻¹		g kg ⁻¹		g kg ⁻¹		
Acácia	Com	5,41Aa	5,6A	19,97ABa	15,92BC	128,00Ba	113,50C	3,90BCa	3,96B	2,73BCa	2,76BC	25,51BCa	24,76CD	3,20ABa	2,94BC
	Sem	5,78Aa		11,87Bb		99,00Ca		4,02BCa		1,79Aa		24,01Ba		2,69ABa	
Sesbânia	Com	6,20Aa	6,0A	37,95Aa	26,02A	521,67Aa	374,33A	7,99Aa	6,35A	3,15ABa	3,20AB	42,66Aa	41,60A	2,83Ba	2,87BC
	Sem	5,86Aa		14,10ABb		227,00Ab		4,72Bb		3,25Aa		40,53Aa		2,90Aa	
Eucalipto	Com	5,69Aa	5,9A	16,93Ba	14,30BC	185,67Ba	202,83B	2,84Ca	2,66B	1,78Ca	2,06C	19,07Ca	20,96D	1,40Ca	1,50D
	Sem	6,04Aa		11,67Ba		220,00ABa		2,47Ca		2,34Aa		22,85Ba		1,60Ba	
Ac. x Euc.	Com	5,46Aa	5,5A	17,81Ba	15,29BC	152,67Ba	144,50BC	4,19BCa	3,85B	2,99ABa	2,95AB	32,70ABa	31,75BC	2,53BCa	2,52C
	Sem	5,61Aa		12,77Ba		136,33BCa		3,50BCa		2,92Aa		30,81ABa		2,50ABa	
Ac. x Sesb.	Com	5,99Aa	6,1A	15,76Ba	13,56BC	132,67Ba	157,67BC	7,14Aa	7,12A	2,69BCa	2,30AB	28,45BCb	33,61B	3,43ABa	3,58AB
	Sem	6,14Aa		11,37Ba		182,67ABCa		7,10Aa		3,30Aa		38,78Aa		3,73Aa	
Sesb. x Euc.	Com	5,52Aa	6,0A	12,67Bb	17,58B	165,67Ba	172,00BC	5,09Bb	6,22A	3,96Aa	3,61A	42,78Aa	41,63A	4,23Aa	4,01A
	Sem	6,48Aa		22,49Aa		178,33ABCa		7,34Aa		3,25Ab		40,48Aa		3,79Aa	
Controle ^{1/}	-	-	6,0A	-	9,63C	-	35,33D	-	0,85C	-	0,72D	-	2,08E	-	0,37E
Cv (%)			12,62		22,79		18,81		17,78		15,38		15,04		19,55

1/ Letras maiúsculas e em itálico, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 3. Atividade microbiana em amostras de solo revegetada com leguminosas e/ou eucalipto inoculadas ou não com FMAs em plantios puros ou consorciados, aos 20 meses após o plantio. Média de 3 repetições

Tipo de cultivo	FMAs	CO ₂ – C liberado		FDA hidrolizado		Nº esporos FMAs/(50 cm ³)	
		(µg CO ₂ – C g ⁻¹ solo)		(µg FDA g ⁻¹ solo h ¹)			
Acácia	Com	26,12Aa		211,29Aa		299,33Db	
	Sem	35,62Ba	30,88B	255,24Aa	233,27A	664,00Aa	481,67C
Sesbânia	Com	49,91Aa		256,02Aa		2296Aa	
	Sem	56,48Aba	53,20AB	287,19Aa	271,61A	439,00Ab	1367,67A
Eucalipto	Com	46,21Aa		175,89Ab		1235,33Ba	
	Sem	37,35Ba	41,78AB	265,14Aa	220,51A	419,00Ab	827,17B
Ac. x euc.	Com	50,40Aa		243,54Aa		858,00BCa	
	Sem	72,28Aba	61,34AB	249,16Aa	246,36A	349,67Ab	603,83BC
Ac. x sesb.	Com	38,25Aa		222,87Aa		1064,00Ba	
	Sem	63,63Aba	47,89AB	297,24Aa	260,05A	207,00Ab	635,50BC
Sesb. x euc.	Com	59,44Aa		247,23Aa		407,67CDa	
	Sem	97,64Aa	78,54 ^a	263,46Aa	273,29A	223,00Aa	315,33CD
Controle ¹	-	-	31,21B	-	64,21B	-	220,00D
Cv %		46,38		22,61		28,19	

1/ Letras maiúsculas e em itálico, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 4. Atividade microbiana em amostras de solo revegetada com leguminosas e/ou eucalipto inoculadas ou não com FMAs em plantios puros ou consorciados, aos 26 meses após o plantio. Média de 3 repetições

Tipo de cultivo	FMAs	CO ₂ – C liberado		FDA hidrolizado	
		(µg CO ₂ – C g ⁻¹ solo)		(µg FDA g ⁻¹ solo h ¹)	
Acácia	Com	43,17Aa	<i>56,72AB</i>	209,83Aa	
	Sem	70,26Aa		200,75Aa	205,29A
Sesbânia	Com	99,72Aa	<i>89,75^a</i>	243,13Aa	
	Sem	79,78Aa		191,89Aa	217,51A
Eucalipto	Com	58,13Aa	<i>61,01AB</i>	239,17Aa	
	Sem	63,89Aa		210,41Aa	224,79A
Ac. x euc.	Com	42,92Aa	<i>63,11AB</i>	222,53Aa	
	Sem	83,30Aa		224,69Aa	223,61A
Ac. x sesb.	Com	63,63Ab	<i>84,95^a</i>	182,69Aa	
	Sem	106,27Aa		224,31Aa	20,3,49A
Sesb. x euc.	Com	59,85Ab	<i>97,10^a</i>	243,29Aa	
	Sem	134,34Aa		199,81Aa	221,55A
Controle ^{1/}	-	-	<i>21,49B</i>	-	84,30B
Cv %			46,38		22,61

1/ Letras maiúsculas e em *itálico*, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 5. Bactérias e fungos totais em amostras de solo revegetada com leguminosas e/ou eucalipto, aos 20 meses após plantio, inoculadas ou não com FMAs. Média de três repetições

Tipo de cultivo	FMAs	Nº de bactérias g ⁻¹ solo x 10 ⁵		Nº de fungos g ⁻¹ solo x 10 ⁴	
Acácia	Com	28,47Ab		17,70BCa	
	Sem	51,05Aa	39,76 ^a	18,35Ba	18,03B
Sesbânia	Com	31,03Aa		18,86BCa	
	Sem	21,19Bb	23,11BC	19,83Ba	19,34B
Eucalipto	Com	8,75Ba		13,04Ca	
	Sem	13,54Ba	11,14CD	15,44Ba	14,24B
Ac. x euc.	Com	25,10ABa		20,58BCa	
	Sem	22,87Ba	23,98B	19,38Ba	19,98B
Ac. x sesb.	Com	21,80ABa		26,73Ba	
	Sem	23,93Ba	22,86BC	16,77Bb	21,75B
Sesb. x euc.	Com	19,50ABa		42,41Aa	
	Sem	21,72Ba	20,61BC	44,47Aa	43,44A
Controle ¹	-	-	7,68D	-	20,75B
Cv %			32,50		19,66

1/ Letras maiúsculas e em itálico, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 6. Bactérias e fungos totais em amostras de solo revegetada com leguminosas e/ou eucalipto, aos 26 meses após plantio, inoculadas ou não com FMAs. Média de três repetições

Tipo de cultivo	FMAs	Nº de bactérias g⁻¹ solo x 10⁵		Nº de fungos g⁻¹ solo x 10⁴	
Acácia	Com	7,43BCa	6,38C	3,28Ba	3,01B
	Sem	5,33CDa		2,74Aa	
Sesbânia	Com	14,23Ba	14,25AB	7,07Aa	5,74A
	Sem	14,26ABa		4,40Ab	
Eucalipto	Com	6,43Ca	4,86C	6,01Aa	4,47AB
	Sem	3,29Da		2,92Ab	
Ac. x euc.	Com	13,39BCa	12,20B	4,69Aba	3,58B
	Sem	11,02BCa		2,47Ab	
Ac. x sesb.	Com	22,44Aa	19,15 ^a	5,02Aba	4,64AB
	Sem	15,85ABb		4,24Aa	
Sesb. x euc.	Com	12,43BCb	15,43AB	6,54Aa	5,73A
	Sem	18,43Aa		4,90Ab	
Controle ^{1/}	-	-	6,26C	-	1,10C
Cv %			23,85		23,52

1/ Letras maiúsculas e em *itálico*, comparam as médias de todos os tipos de cultivo incluído o controle. A média de cada tipo de cultivo foi baseada na média de plantas inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs).

Letras maiúsculas comparam os tipos de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico (inoculadas ou não inoculadas com FMAs), enquanto que letras minúsculas comparam dentro de cada tipo de cultivo as diferenças entre plantas micorrizadas e não micorrizadas. Letras maiúsculas ou minúsculas iguais, na vertical não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 7 Correlações do método da respiração (CO₂ liberado) com o método do diacetato (FDA hidrolizado) em amostras de solo revegetada com leguminosas e/ou eucalipto, aos 20 e 26 meses após o plantio, inoculadas ou não com FMAs.

	A	B	C	D
A	1	0,607**	0,335*	0,566**
B	0,607**	1	0,449**	0,397**
C	0,335*	0,449**	1	0,368**
D	0,566**	0,397**	0,368**	1

** * Significativo a 1 e 5% respectivamente pelo teste t student A= diacetato verão; B= diacetato inverno; C= respiração verão; D= respiração inverno.

3.2. DECOMPOSIÇÃO DA SERAPILHEIRA FOLIAR, CRESCIMENTO E TEOR DE NUTRIENTES, EM EUCALIPTO E LEGUMINOSAS, EM ASSOCIAÇÃO COM MICORRIZAS, EM PLANTIOS PUROS E CONSORCIADOS ⁽¹⁾

Vanderlan de Oliveira Paulucio⁽²⁾, Marco Antonio Martins⁽³⁾

RESUMO – O objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos dos fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) sobre o crescimento e o acúmulo de nutrientes na parte aérea de povoamentos de eucalipto e leguminosas, em plantios puros e consorciados, cultivados em uma área degradada pela extração de argila. A decomposição e a liberação de nutrientes da serapilheira foliar proveniente desses plantios também foi avaliada, quando as plantas completaram 20 meses de plantio no campo, e perdurou por mais 21 meses. O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados, com os tratamentos dispostos em esquema fatorial 2x6, sendo os fatores, respectivamente, com e sem inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMA), na fase de produção de mudas e de combinações das seguintes espécies: em plantio puro, *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*; e, em consórcio, *Acacia mangium* x *Eucalyptus camaldulensis*, *Sesbania virgata* x *Eucalyptus camaldulensis* e *Acacia mangium* x *Sesbania virgata*, com 3 repetições. A altura e o diâmetro das plantas foram avaliados aos 20 e 38 meses, e o acúmulo de nutrientes aos 20 e 26 meses após plantio. Os teores de P, Ca e Mg, nas folhas das plantas de acácia, não diferiram entre os tratamentos microbiológicos, nem entre o tipo de cultivo, na avaliação feita aos 20 meses após o plantio. Entretanto, na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos, apresentando maiores teores de P, Ca e Mg, nos tratamentos sem a inoculação com FMAs, para a acácia consorciada com eucalipto. Quando se comparou o tipo de cultivo, houve diferença significativa dos teores de nutrientes na folha, somente para a acácia consorciada com eucalipto sem a inoculação com FMAs, apresentando maiores teores. Os teores de N, nas folhas de eucalipto em consórcio com leguminosas com a inoculação com FMAs, apresentaram médias significativamente maiores do que em monocultivo, na avaliação feita aos 26 meses após o plantio. Aos 20 meses, observaram-se teores mais

elevados de lignina, nas folhas do eucalipto consorciado com acácia ou com sesbânia, do que em monocultivo. Embora as concentrações de lignina tenham aumentado, o valor de K (constante de decomposição) aumentou para o eucalipto consorciado, diminuindo o tempo de meia vida. A relação C/N nas folhas de eucalipto diminuiu, favorecendo a decomposição, na avaliação feita aos 26 meses. Na avaliação feita aos 20 meses após o plantio das espécies no campo, não houve incremento significativo de altura nos tratamentos com a inoculação com FMAs, exceto para a acácia em monocultivo, que apresentou maior altura em relação ao seu consórcio com eucalipto. Quando se comparou o tratamento microbiológico, observaram-se diferenças em altura e diâmetro somente para a acácia consorciada com eucalipto, apresentando maior altura e diâmetro para o tratamento microbiológico sem a inoculação com os FMAs. Na avaliação feita aos 38 meses, a sesbânia em monocultivo apresentou altura significativamente maior no tratamento sem a inoculação.

Termo de indexação: revegetação de áreas degradadas; ciclagem de nutrientes; lignina; FMAs; eucalipto.

⁽¹⁾Parte da tese de Doutorado do primeiro autor, a ser apresentada à Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF.

⁽²⁾Doutorando do curso de Produção Vegetal da UENF/CCTA. Av. Alberto Lamego 2000, Campos dos Goytacazes (RJ), CEP:28013-600, E-mail: paulucio@uenf.br

⁽³⁾Professor Associado, UENF/CCTA. Bolsista da CNPq. E-mail: marco@uenf.br

3.2. DECOMPOSITION OF LEAF LITTER, GROWTH AND NUTRIENT CONTENTS, IN EUCALYPTUS AND LEGUME, IN ASSOCIATION WITH MYCORRHIZA, IN SINGLE AND INTERPLANTED PLANTATIONS (1)

Vanderlan de Oliveira Paulucio⁽²⁾, Marco Antonio Martins⁽³⁾

SUMMARY - This work was carried out to evaluate effects of *Arbuscular mycorrhizal fungi* (AMFs) on growth and accumulation of nutrients at aerial parts of eucalyptus and legume populations, considering single and interplant plantations used in revegetation of degraded areas in reason of clay extraction. Decomposition and nutrient release from leaf litter were also evaluated in plantations with ages from 20 to 21 months old. A randomized block design experiment was carried out with treatments disposed in 2x6 factorial design, which factors were without and with inoculation of *Arbuscular mycorrhizal fungi* (AMFs), during seedling productions and the combination of the following species: single plantations of *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* and *Eucalyptus camaldulensis*; and interplantations of *Acacia mangium* x *Eucalyptus camaldulensis*, *Sesbania virgata* x *Eucalyptus camaldulensis*, and *Acacia mangium* x *Sesbania virgata*; considering three replications. Plants heights and diameters were measured in 20 and 38 months old plantations, and accumulation of nutrients for ages of 20 and 26 months old. The P, Ca and Mg contents in leaves of acacia plants didn't differ among microbiological treatments, neither in relation cultivation type, in evaluations performed in 20 months old plantations. However, performed evaluations in 26 months old plantations showed significant difference among microbiological treatments, with high contents of P, Ca and Mg, in the treatments without and with AMF inoculation, for eucalyptus intercropped with acacia. When was contrasted cultivation types, a significant difference was detected for nutrient contents in leaf, only eucalyptus interplanted with acacia without AMF inoculation showed high content. Contents of N in eucalyptus leaves interplanted with legume with AMF inoculation presented averages significantly higher than in single plantations, this for evaluations realized in plantations with 26 months old. In 20 months old plantations, higher lignin contents were observed in eucalyptus leaves interplanted with acacia or with *sesbania* than in single plantations. Although lignin concentrations have increased, the K value (decomposition constant) increased for

interplanted eucalyptus, reducing the half time life. C/N relations decreased in eucalyptus leaves, favoring decomposition, this for evaluations done in 26 months old plantations. In evaluation performed for age of 20 months old there was not significant increment of height in treatments with AMFs inoculation, except for acacia in single plantation that presented taller than when was interplanted with eucalyptus. When were contrasted microbiological treatments, difference was observed in height and diameter only for eucalyptus interplanted with acacia, presenting higher height and diameter values for without AMF inoculation treatments. In evaluation realize in 38 months old plantations, *sesbania* in single plantation presented height significantly greater than in treatments without inoculation.

Index words: revegetation of degraded areas; nutrient cycle; lignin; AMFs; eucalyptus.

INTRODUÇÃO

Os principais mecanismos responsáveis pela transferência de nutrientes da biomassa de espécies arbóreas para o solo são a lavagem da vegetação pela chuva, que extrai substâncias minerais e orgânicas das estruturas da parte aérea, e a decomposição da biomassa morta, que inclui a serapilheira, troncos e galhos caídos e raízes mortas (Sanchez, 1976; Gonzalez e Gallardo, 1986). A serapilheira inclui folhas, caules, ramos, frutos, flores e outras partes da planta, bem como restos de animais e de material fecal. Uma vez depositada sobre o solo, ela é submetida a um processo de decomposição com a liberação eventual dos elementos minerais que compõem os tecidos orgânicos (Golley, 1975).

A vegetação é a principal responsável pela variabilidade horizontal da serapilheira, pois, quanto maior a diversidade vegetal, mais heterogênea será a serapilheira em pontos adjacentes. Por outro lado, a heterogeneidade vertical

da serapilheira, ou seja, a sua diferenciação em camadas, é decorrente da velocidade de decomposição, que, por sua vez, é determinada por fatores climáticos, edáficos e biológicos. Quanto aos fatores climáticos, a precipitação pluviométrica e a temperatura exercem as maiores influências sobre a produção vegetal e a taxa de decomposição. A participação do solo neste processo consiste na disponibilidade de água e de nutrientes para produção de fitomassa, que conseqüentemente, contribui para o aporte de resíduos orgânicos (Correia e Andrade, 1999). A quantidade e a qualidade dos resíduos vegetais influenciam diretamente a população de microrganismos do solo que, por sua vez, alteram a taxa de decomposição e de liberação de nutrientes para o solo. (Jenkinson e Ladd, 1981; Van Gestel et al.; 1995; Tsai et al., 1992).

As características das espécies do gênero do *Eucalyptus* sp são as baixas taxas de decomposição, conseqüentemente, ocorrendo acúmulo de material orgânico, aumentando a quantidade de nutrientes na interface serapilheira-solo (Attwill, 1980). A eficiente retranslocação de nutrientes pelo eucalipto é responsável pela produção da serapilheira pobre em N e P e, como reflexo deste processo, durante a sua decomposição, pelo menos no primeiro ano, observa-se a imobilização destes elementos (Guo e Sims, 1999b; Gama-Rodrigues, 1997).

Este trabalho testou a hipótese de que o consorciamento do eucalipto com leguminosas arbóreas, inoculadas ou não com FMAs, influencia a taxa de decomposição e de liberação de nutrientes da serapilheira foliar.

O objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos dos fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) sobre o crescimento e o acúmulo de nutrientes na parte aérea de povoamentos de eucalipto e leguminosas, em plantios puros e consorciados, cultivados em uma área degradada pela extração de argila, bem como a decomposição e a liberação de nutrientes da serapilheira foliar proveniente desses plantios.

MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi realizado numa cava de extração de argila, pertencente à cerâmica Stilbe, localizada no distrito de Poço Gordo, município de Campos dos Goytacazes-RJ. Antes da extração de argila, foi removida a camada superficial, deixando-a à parte, e, em seguida, procedeu-se a retirada da argila,

até uma profundidade de aproximadamente 2,5 m. Após a extração, a camada superficial foi reclocada na cava, nivelada mecanicamente e mantida sob pousio durante dois anos. Após esse período, foi realizado o transplante, com mudas de leguminosas e eucalipto.

O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados, com os tratamentos dispostos em esquema fatorial 2x6, sendo os fatores, respectivamente, com e sem inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMA), na fase de produção de mudas e de combinações das espécies, em plantio puro (*Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*), e em consórcio (*Acacia mangium* x *Eucalyptus camaldulensis*, *Sesbania virgata* x *Eucalyptus camaldulensis* e *Acacia mangium* x *Sesbania virgata*), com 3 repetições.

O espaçamento utilizado no plantio foi de três metros entre linhas e dois metros entre plantas, sendo cada parcela constituída por 16 plantas. Foram utilizados FMAs nativos, isolados de uma área de extração de argila, pertencente à cerâmica Caco Manga Ltda., localizada no distrito de Ururaí, no município de Campos dos Goytacazes-RJ. Amostras do isolado foram avaliadas pelo Departamento de Biologia da Universidade Estadual de Maringá (PR), sendo identificadas as seguintes espécies: *Glomus macrocarpum*, *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana*. O isolado, pertencente ao banco de inóculo do laboratório de solos da UENF, foi multiplicado em plantas de *Brachiaria bryzantha* em mistura de solo mais areia na proporção de 1:2 (v/v). O substrato foi esterilizado em autoclave por três vezes, a uma temperatura de 121^oC, por uma hora (Schiavo, 2005). A inoculação foi realizada na fase de produção de mudas.

Para as leguminosas, foi feita também inoculação nas sementes com estirpes selecionadas de rizóbio (Acácia Br 3609 e Br 6009 e Sesbânia Br 5401), da coleção pertencente à Embrapa Agrobiologia, Seropédica, RJ.

Aos 20 e 38 meses do plantio das espécies no campo, com início em março de 2004, foram feitas medições de altura e circunferência, a altura do peito, de todas as plantas referentes a cada tratamento. A altura das plantas foi mensurada, utilizando-se o aparelho Hypsometro (vertex III), e a circunferência,

através de uma fita métrica, e, posteriormente, foi transformada para diâmetro a altura do peito (DAP).

Aos 20 meses de plantio das espécies no campo, foram coletadas amostras de serapilheira das espécies florestais (somente folhas), em cada tratamento, para avaliar a taxa de decomposição. A seguir, secou-se parte desse material em estufa a 65 °C, até peso constante, para determinação dos nutrientes. Uma outra porção de 30g do material fresco foi acondicionada em sacos de decomposição individuais (litterbags), confeccionados com tela plástica com malha de 1 mm, com dimensões de 30 cm de largura por 40 cm de comprimento, sendo que, para os plantios consorciados, foi pesado 15g de folha de cada espécie vegetal. Posteriormente, os litterbags foram distribuídos sobre a superfície do solo, nos seus respectivos tratamentos, perfazendo um total de 7 litterbags por parcela, pertinentes aos intervalos de tempo de permanência no campo de 90, 180, 270, 360, 450, 540 e 630 dias.

A coleta das fitomassas constou inicialmente de uma caracterização da composição química das espécies florestais em cultivo puro e/ou consorciado (tempo zero = t_0) e, posteriormente, dos intervalos de tempo supracitados, coletados aleatoriamente, para posterior estimativa da taxas de decomposição e de liberação de nutrientes.

O material pertencente a cada litterbag foi seco em estufa com circulação forçada a 65 °C por 48 horas. O material vegetal dos litterbags foi pesado e depois moído em moinho Wiley, com peneira de 20 “mesh”. Em seguida, foram feitas digestões nitroperclóricas (Malavolta et al., 1997), para posterior determinação dos teores de Ca e Mg, por espectrofotometria de absorção atômica. Foi feita digestão sulfúrica, para determinação dos teores de K, por fotometria de chama, P por colorimetria, pelo método do molibdato (Malavolta et al., 1997), e N amoniacal, pelo método de Nessler (Jackson, 1965).

O teor de carbono orgânico foi obtido por oxidação com $K_2Cr_2O_7$ 1,25 molc L⁻¹, em meio ácido (Anderson e Ingram, 1996). Foi determinada também a concentração de celulose e lignina, pelo método de Van Soest (1965). Os dados referentes à perda de massa e à liberação de nutrientes foram ajustados a modelos de decaimento, descritos por uma equação exponencial simples: $X = X_0 \cdot e^{-kt}$, onde: X = quantidade de matéria seca ou nutriente remanescente após

um período de tempo t , em dias; X_0 = quantidade de matéria seca ou nutriente inicial; e k = constante de decomposição. A constante de decomposição foi obtida pela equação: $k = -\ln (X/X_0)/t$ (Rezende et al., 1999).

As curvas de decaimento da serapilheira e de liberação de nutrientes, com suas respectivas equações matemáticas, foram obtidas através de regressões, utilizando-se o programa Sigma Plot.

O período de tempo necessário, para que metade dos resíduos vegetais decomponha-se, ou, para que a metade dos nutrientes contidos nos resíduos seja liberada, foi calculado através da equação: $t_{1/2} = \ln (2) /k$, onde $t_{1/2}$ é o tempo de meia vida da matéria seca ou nutriente (Rezende et al., 1999).

Foram coletadas também folhas na parte mediana das plantas referentes a cada tratamento, aos 20 e 26 meses do plantio das espécies no campo, para as análises das concentrações de compostos orgânicos e de teores de elementos minerais, usando as mesmas metodologias utilizadas para as análises da serapilheira.

Os dados climáticos de precipitação pluviométrica e a temperatura foram referenciados pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - UFRRJ, Campos Leonel Miranda, localizada aproximadamente a 2 km do experimento, e encontram-se na Figura 1.

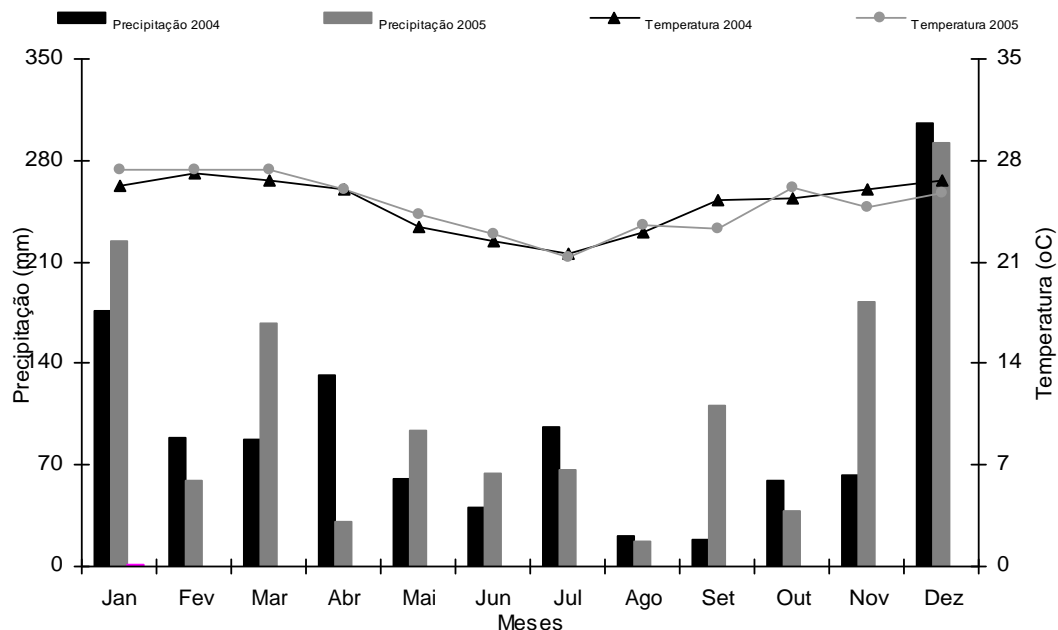


Figura 1: Temperatura média e precipitação pluviométrica registrada pelo Campo Leonel Miranda, próximo ao experimento durante a fase de coleta de dados do experimento.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Aos 20 e 38 meses após o plantio no campo, comparando-se os tipos de cultivo submetidos à inoculação com FMAs, não foram observadas diferenças significativas na altura e no diâmetro (DAP) das espécies, em cultivo puro ou em consórcio, exceto para a acácia em monocultivo, cuja altura foi superior, quando comparada com o consórcio de acácia com eucalipto, na avaliação feita aos 20 meses. Isso pode ter ocorrido devido a uma possível competição da acácia com o eucalipto por luminosidade. Nos tipos de cultivo sem inoculação com FMAs, não houve diferença significativa (Tabela 1).

Quando se compararam os tratamentos microbiológicos com e sem inoculação com os FMAs, houve diferença apenas para o consórcio de acácia e eucalipto, apresentando esta maior altura e diâmetro, nos tratamentos sem inoculação, na avaliação feita aos 20 meses (Tabela 1).

Na avaliação feita aos 38 meses, comparando-se os tratamentos microbiológicos com e sem inoculação com FMAs, observou-se apenas diferença significativa na altura das plantas, para o monocultivo de sesbânia, onde se observaram valores significativamente menores, no tratamento com inoculação (Tabela 2).

A presença dos FMAs nas raízes do hospedeiro pode consumir quantidades significativas de C (Buwalda e Goh, 1982). Estima-se que os FMAs podem consumir até 30% do C fotoassimilado pela planta hospedeira (Van Veen et al., 1989), o que poderia estar suprimindo o crescimento da sesbânia

Os teores de nutrientes analisados nas folhas das plantas de acácia encontram-se na Tabela 3. Os teores de K não diferenciaram entre os tratamentos microbiológicos, na avaliação feita aos 20 meses após o plantio. Entretanto, na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos, para a acácia consorciada com sesbânia, apresentando os tratamentos sem a inoculação o maior teor de K, em relação às plantas inoculadas. Quando se compararam os tipos de cultivo, houve diferença significativa somente para a acácia consorciada com sesbânia, sem a inoculação, apresentando esta maior teor de K, em relação ao consórcio de acácia com eucalipto, na avaliação feita aos 20 meses após o plantio.

Os teores de P, Ca e Mg, nas folhas das plantas de acácia, não se diferiram entre os tratamentos microbiológicos, nem entre os tipos de cultivo, na avaliação feita aos 20 meses após o plantio (Tabela 3). Entretanto, na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos, apresentando maiores teores de P, Ca e Mg, nos tratamentos sem a inoculação com FMAs, para a acácia consorciada com eucalipto. Quando se compararam os tipos de cultivo, houve aumento significativo do teor de nutrientes na folha da acácia consorciada com eucalipto, sem a inoculação com FMAs, comparados aos demais cultivos.

Aos 20 meses após o plantio, o teor de N nas folhas não apresentou diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos e nem entre os tipos de cultivo (Tabela 3). Entretanto, na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença entre os tratamentos microbiológicos, apresentando maiores teores de N, os povoamentos de acácia consorciada com eucalipto, quando inoculados com os FMAs, em relação aos não inoculados. Quando se compararam os tipos de

cultivo, estes apresentaram diferenças significativas somente na avaliação feita aos 26 meses. Tanto plantas inoculadas com FMAs quanto as não inoculadas apresentaram maior teor de N nas folhas da acácia, quando consorciada com sesbânia, em relação aos demais tipos de cultivo.

Os teores de K, P e Mg, nas folhas de sesbânia, não apresentaram diferença significativa, entre os tratamentos microbiológicos, e nem entre o tipo de cultivo, em ambas as avaliações (Tabela 4). Aos 26 meses após plantio, os maiores teores de Ca foram encontrados nos povoamentos de sesbânia consorciada com eucalipto, inoculados com os FMAs (Tabela 4). Aos 20 e 26 meses após plantio, os povoamentos de sesbânia em monocultivo, inoculados com os FMAs, apresentaram maiores teores de N nas folhas.

Os teores dos nutrientes nas folhas das plantas de eucalipto são apresentados na Tabela 5. Aos 20 meses após o plantio, observaram-se maiores teores de K, nos povoamentos de eucalipto consorciado com acácia, sem inoculação com os FMAs, se comparados aos inoculados. Na avaliação feita aos 26 meses, os maiores teores de K foram encontrados nas plantas inoculadas em relação às não inoculadas, nos povoamentos de eucalipto consorciado com sesbânia. Aos 20 meses após o plantio, não se observou diferença significativa entre os povoamentos inoculados ou não com FMAs, para os teores de P, Ca, Mg e N. Quando se compararam os tipos de cultivo, também não houve diferença significativa, exceto para o P, que apresentou maiores teores de P no eucalipto consorciado com acácia, inoculado com os FMAs.

Na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença significativa do teor de P, somente entre os tratamentos microbiológicos para o eucalipto consorciado com acácia, apresentando maiores teores nos povoamentos sem a inoculação. Não houve diferença significativa entre plantas micorrizadas e não micorrizadas, exceto para o Ca, aos 26 meses. Os maiores teores de Ca foram encontrados nos povoamentos de eucalipto consorciado com sesbânia, sem a inoculação, e para o Mg, nos povoamentos de eucalipto consorciado com acácia, e eucalipto consorciado com sesbânia, sem a inoculação com os FMAs, ambos comparados às plantas inoculadas.

Aos 26 meses após plantio, os povoamentos de eucalipto consorciado com acácia e eucalipto consorciado com sesbânia apresentaram maiores teores de N, quando foram inoculados com os FMAs (Tabela 5). Esses resultados de

maior concentração de N, nas folhas de eucalipto consorciado com acácia, e eucalipto consorciado com sesbânia, possivelmente, foram devidos à baixa especificidade nas associações simbióticas entre fungos micorrízicos arbusculares e raízes de plantas (Mosse, 1975). É possível que hifas externas de FMAs, que se desenvolvem no solo e estão conectadas às estruturas fúngicas dentro da raiz, possam formar uma extensa rede micelial, interconectando plantas de mesma ou de diferentes espécies, estabelecendo interconexões entre estas plantas (Read, 1994; Newman, 1988; Newman e Eason, 1993). Essa interconexão fúngica permite a transferência de substâncias entre plantas, através da passagem direta pela hifa do fungo, tais como: C (Francis e Read, 1984; Martins, 1992a; Martins, 1992b; Martins, 1993), P (Ritz e Newman, 1985; Martins e Read, 1996) e N (Ames et al., 1983; Van Kessel et al., 1985; Haystead et al., 1988; Rodrigues et al., 2003).

Rodrigues et al., (2003) estudou o crescimento, a absorção e a transferência de nitrogênio entre plantas, no cultivo consorciado de sesbânia e eucalipto, e concluíram que a inoculação com rizóbio e FMAs promoveu diminuição da relação C/N e aumento no conteúdo de N, no eucalipto e na sesbânia, e possibilitou a transferência de ^{15}N das plantas de sesbânia para o eucalipto, sendo esta transferência proporcional ao ^{15}N absorvido pela sesbânia. Os resultados indicaram o efeito sinérgico da inoculação de rizóbio e micorrizas na consorciação eucalipto-leguminosa sobre as plantas de eucalipto.

Os teores dos componentes orgânicos das folhas de acácia encontram-se na Tabela 6. Aos 20 e 26 meses após o plantio, a concentração de celulose, nos povoamentos de acácia consorciada com sesbânia, foi significativamente maior quando se inocularam as plantas com os FMAs. Quanto ao tipo de cultivo, o monocultivo proporcionou maior concentração de celulose, quando comparado com consórcio de acácia com sesbânia.

Aos 20 e 26 meses, os teores de lignina, nos povoamentos de acácia consorciada com eucalipto ou com sesbânia, foram significativamente maiores quando se procedeu a inoculação com FMAs, em relação a plantas não inoculadas (Tabela 6). Os teores de lignina na acácia foram maiores, quando cultivada em plantios puros.

O teor de carbono orgânico (CO) não diferiu entre os tratamentos microbiológicos e também entre os tipos de cultivo, na avaliação feita aos 20

meses após o plantio. Entretanto, na avaliação feita aos 26 meses, houve diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos, para acácia consorciada com sesbânia, sendo o tratamento com a inoculação com FMAs superior ao tratamento sem a inoculação. Quando se comparou o tipo de cultivo, o monocultivo foi significativamente superior ao consorciamento com sesbânia.

Aos 20 meses após o plantio, a relação C/N não diferiu estatisticamente entre os tratamentos microbiológicos e nem entre os tipos de cultivo. Na avaliação aos 26 meses, observou-se diferença significativa entre o tratamento microbiológico para a acácia consorciada com eucalipto, apresentando menor relação C/N, no tratamento com a inoculação com FMAs, em relação aos não inoculados. Para a acácia consorciada com sesbânia, o tratamento com a inoculação apresentou maior relação C/N. Quando se compararam os tipos de cultivo, observou-se diferença somente para o tratamento sem a inoculação, apresentando maior relação C/N (34,39), para acácia consorciada com eucalipto, diferindo significativamente do monocultivo, e este também diferindo da acácia consorciada com sesbânia, com menor relação C/N e, portanto, apresentando uma das qualidades para decompor mais rapidamente o material.

Os teores dos componentes orgânicos das folhas de sesbânia encontram-se na Tabela 7. Aos 20 e 26 meses após o plantio, houve diferença significativa do teor de celulose, entre os tratamentos microbiológicos, para a sesbânia consorciada com acácia, com maior teor no tratamento com a inoculação, em relação aos não inoculados, enquanto para sesbânia consorciada com eucalipto, ocorreu o oposto.

Quanto aos tipos de cultivo, houve diferença significativa, tanto no tratamento com a inoculação, apresentando o maior teor de celulose na sesbânia consorciada com acácia, e, para o tratamento sem a inoculação, o maior teor foi para a sesbânia consorciada com eucalipto.

O teor de lignina apresentou diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos. Para a sesbânia em monocultivo e sesbânia consorciada com acácia, os maiores teores foram observados no tratamento com a inoculação com FMAs, comparado aos não inoculados, mas somente na avaliação feita aos 26 meses após o plantio. Quanto ao tipo de cultivo, observou-se diferença significativa somente para o tratamento com a inoculação, apresentando maior teor na sesbânia consorciada com acácia, na avaliação feita aos 26 meses.

Quanto ao tratamento microbiológico, houve diferença significativa somente para a sesbânia em monocultivo, apresentando menor teor de carbono orgânico o tratamento com a inoculação com FMAs.

Aos 20 meses, a relação C/N apresentou diferença significativa entre o tratamento microbiológico, somente para a sesbânia consorciada com eucalipto, com a maior relação C/N para o tratamento com FMAs. Entretanto, aos 26 meses, houve diferença significativa para o tipo de cultivo, apresentando a maior relação C/N para a sesbânia consorciada com eucalipto, em relação aos demais tipos de cultivo.

Os teores dos componentes orgânicos das folhas de eucalipto encontram-se na Tabela 8. Aos 20 meses, o teor de celulose nas folhas de eucalipto consorciado com sesbânia foi significativamente maior no tratamento microbiológico sem a inoculação com FMAs, em relação às plantas inoculadas. Quanto ao tipo de cultivo, o consórcio de eucalipto com acácia proporcionou maior teor de celulose do que o eucalipto consorciado com sesbânia, não diferindo do monocultivo, na avaliação feita aos 26 meses.

Aos 20 meses, o teor de lignina não diferiu significativamente entre os tratamentos microbiológicos. Entretanto, aos 26 meses, o eucalipto consorciado com acácia e inoculado com FMAs apresentou maior teor de lignina, quando comparado aos não inoculados. Quando se comparou o tipo de cultivo, o eucalipto consorciado com acácia, com a inoculação com FMAs, apresentou maior teor do que o monocultivo, na avaliação feita aos 20 e 26 meses.

Aos 20 e 26 meses, o teor de carbono orgânico não diferiu significativamente entre o tratamento microbiológico e nem com o tipo de cultivo.

Aos 26 meses, a relação C/N apresentou diferença significativa entre os tratamentos microbiológicos. Para o eucalipto consorciado com acácia e consorciado com sesbânia, observou-se maior relação C/N, em plantas não inoculadas, em relação às inoculadas. Quanto ao tipo de cultivo, o monocultivo apresentou a maior relação C/N, diferindo tanto do eucalipto consorciado com acácia quanto do eucalipto consorciado com sesbânia. Esta menor relação C/N, no consorciamento do eucalipto com leguminosas, possivelmente ocorreu devido à fixação biológica da associação das bactérias diazotróficas com as raízes de leguminosas. A ciclagem de nutrientes, via decomposição, liberam o N para o solo, reduzindo a relação C/N. Esses resultados demonstram a importância do

consorciamento do eucalipto com leguminosas, para a melhoria dos atributos químicos do solo, melhorando também a qualidade biológica, uma vez que os microrganismos necessitam desses nutrientes disponíveis no solo, de forma equilibrada, para o processo de mineralização e de decomposição dos resíduos vegetais.

Os dados referentes à decomposição dos resíduos vegetais ajustaram-se melhor ao modelo exponencial simples, com as constantes de decomposição (k) e o tempo de meia vida ($t_{1/2}$), diferenciando entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de cultivo.

Com ênfase no monocultivo, a sesbânia foi a que apresentou maior taxa de decomposição ($k = 0,0025$) e menor tempo de meia vida ($t_{1/2} = 277$ dias), seguida do eucalipto ($k = 0,0018$; $t_{1/2} = 385$ dias) e da acácia ($k = 0,0017$; $t_{1/2} = 408$ dias), para o tratamento microbiológico com a inoculação com FMAs (Tabela 9). Para o tratamento microbiológico sem a inoculação com FMAs, o valor de k , para a sesbânia, foi de 0,0032 e $t_{1/2} = 217$ dias, seguido do eucalipto, com $k = 0,0021$ e $t_{1/2} = 330$ dias, e da acácia, com $k = 0,0018$ e $t_{1/2} = 385$ dias. A acácia consorciada com eucalipto, com a inoculação, não diferiu no valor de k da acácia em monocultivo. Entretanto, a acácia consorciada com eucalipto, sem a inoculação com FMAs, diminuiu o valor de k , aumentando o tempo de meia vida em 193 dias a mais do que quando comparado com acácia em monocultivo. O maior valor de k e, conseqüentemente, o menor tempo de meia vida foi para a sesbânia. O consorciamento do eucalipto com sesbânia aumentou o valor de k , diminuindo o tempo de meia vida em 55 dias, do que quando em monocultivo (Tabela 10).

O consorciamento do eucalipto com sesbânia melhorou a composição química do material, uma vez que diminuiu a relação C/N (Tabela 8) e diminuiu também a relação C/P de 400 para 259 (Tabela 14). As folhas de eucalipto apresentam baixos teores de nutrientes devido à ciclagem bioquímica, como demonstram os resultados obtidos para o eucalipto em monocultivo, com a inoculação com FMAs, P (2,95), N (12,55) e K (6,17), nas folhas antes da queda (Tabela 5), e após a queda do material constituinte da serapilheira P(1,24), N (7,94) e K (1,67) (Tabela 13). Entretanto, para a acácia e a sesbânia, a ciclagem bioquímica é bem menos expressiva, principalmente para o P (Tabelas 3, 4 e 13).

A acácia consorciada com eucalipto, inoculadas com FMAs, diminuiu a relação C/N de 62 para 41, quando comparada com o monocultivo do eucalipto (Tabelas 13 e 14). Embora tenha diminuído esta relação a taxa de decomposição permaneceu a mesma ($k = 0,0017$), não alterando o tempo de meia vida (Tabela 9). Este resultado pode ser explicado devido à maior concentração de lignina inicial da acácia que, quando consorciada com eucalipto, aumentou a concentração do material formador da serapilheira, comparado com o eucalipto em monocultivo, de 177, para eucalipto inoculado com FMAs, para 333,07, com acácia consorciada com eucalipto, também inoculado com FMAs (Tabela 14), e também a maior relação C/P (594), em comparação ao monocultivo do eucalipto que foi de 400.

Foi observado que a inoculação com FMAs, diminuiu o tempo de meia vida do P presente na serapilheira, para todos os tipos de cultivo, exceto para a acácia consorciada com eucalipto (Tabelas 11 e 12).

Os nutrientes avaliados, presentes nas folhas formadoras da serapilheira, ajustaram-se bem ao modelo exponencial simples, durante todo o período de avaliação (630 dias), exceto para o N e K, que obtiveram ajuste de r^2 significativo somente até a quarta coleta (270 dias) (Figuras 3 e 5). Provavelmente, o comportamento observado para o K está associado ao fato de tal nutriente ocorrer na forma iônica nas plantas, não participando, portanto, das estruturas orgânicas (Taiz e Zeiger, 2004). Resultados semelhantes foram descritos por Luna-Orea et al., (1996), Andrade (1997) e Costa (2002).

Foi observada uma perda de massa acentuada para acácia, eucalipto, acácia consorciada com eucalipto, entre os intervalos de 270 e 360 dias (Figura 2), que coincidiram com os maiores índices de precipitação pluviométrica e temperatura (Figura 1). Estas maiores perdas de massa, observadas neste intervalo, provavelmente, foi devido à lixiviação de nutrientes, que pode aumentar com a maior pluviosidade, e também ao aumento da temperatura, que proporciona maior atividade microbiana, degradando mais rapidamente o material.

O presente estudo demonstrou que o consorciamento do eucalipto com leguminosas, inoculadas e não inoculadas com FMAs, melhorou a qualidade da serapilheira, diminuindo assim o tempo de meia vida do material formador da serapilheira, e disponibilizando mais rapidamente os nutrientes para o solo, melhorando sua qualidade química e biológica.

CONCLUSÕES

A inoculação com os FMAs não proporcionou incrementos em altura e diâmetro nas espécies em cultivo puro e/ou consorciados em ambos os períodos de avaliação.

O monocultivo de acácia inoculada com os FMAs apresentou altura significativamente maior do que em consórcio com eucalipto.

A inoculação com FMAs proporcionou maior teor de N nas folhas de eucalipto, quando consorciado com sesbânia, em relação ao tratamento não inoculado, na avaliação feita aos 26 meses após o plantio.

O consorciamento de sesbânia com eucalipto melhora a qualidade química da serapilheira, diminuindo a relação C/P e diminuindo o tempo de meia vida do material.

O eucalipto consorciado com leguminosas aumentou os teores de N nas folhas, diminuindo a relação C/N.

A liberação dos nutrientes presentes nos resíduos vegetais apresentou comportamento diferenciado entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de cultivo.

AGRADECIMENTOS

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro, e à Coodenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa para o primeiro autor.

REFERÊNCIAS

- Ames, R.N.; Reid, C.P.P.; Parter, L.K., Cambardella, C. (1983) Sources by *Glomus mosseae*, a vesicular- arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytol.*, Sheffield, 95:381-396.
- Anderson, J.M.; Ingran, J.S.I. (1996) *Tropical soil biology and fertility: A handbook of methods*. Wallingford, CAB International, 171p.
- Andrade, A.G. (1997) Ciclagem de nutrientes e arquitetura radicular de leguminosas arbóreas de interesse para revegetação de solos degradados e estabilização de encostas. Seropédica, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 182p. (Tese de Doutorado).
- Attwill, P.M. (1980) Nutrient cycling in a *Eucalyptus oblique* (L' Herit. O Forest. IV Nutrient Uptake and nutrient return. *Aust. J. Bot.*, 28:199-222.
- Buwalda, J.G.; Goh, K.M. (1982) Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depression in VA mycorrhizal ryegrass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 14, p. 103-106
- Correia, M.E.F.; Andrade, A.G. (1999) Formação de serapilheira e ciclagem de nutrientes. In: Santos, G.A., Camargo, F.A.O., eds. *Fundamentos da Matéria Orgânica do Solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre, Gênese, p.197-226.
- Costa, G.S. (2002) Decomposição da serapilheira em florestas plantadas e fragmentos da Mata Atlântica na Região Norte Fluminense. Campos dos Goytacazes. Universidade Estadual do Norte Fluminense, 113p. (Tese de Doutorado)
- Francis, R., Read, D. J. (1984) Direct transfer of carbon between plants connected by VA mycorrhizal mycelium. *Nature*, London, 307: 53-56.
- Gama-Rodrigues, A.C. (1997) Ciclagem de nutrientes por espécies florestais em povoamentos puros e mistos, em solos de tabuleiro da Bahia, Brasil. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 107p. (Tese de Doutorado).
- Golley, F.B. (1975) Ciclagem de minerais em um ecossistema de floresta tropical úmida; tradução de Eurípides Malavolta. São Paulo: EPU. Ed. Da Universidade de São Paulo, 256p.

- Gonzalez, M.I.M.; Gallardo, J.F. (1986) El efecto hojarasca: uma revision. *Anales de Edafologia y Agrobiologia*, p.1130-1157.
- Guo, L.B.; Sims, R.E.H. (1999b) Litter decomposition and nutrient release via litter decomposition in the New Zealand eucalypt short rotation forests. *Agric. Ecosyst. Environ.*, 75:133-140.
- Haystead, A.; Malajczuk, N., Grove, T.S. (1988) Underground transfer of nitrogen between pasture plants infected with VA mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, Sheffield, 108:417-423.
- Jackson, M.L. (1965). *Soil Chemical Analysis*. New Jersey: Prentice Hall, 489p.
- Luna-Orea, P.; Waggoner, M.G.; Gumpertz, M.L. (1996) Decomposition and nutrient release dynamics of two tropical legume cover crops. *Agron. J.*, 88:758-764.
- Malavolta, E.; Vitti, G. C.; Oliveira, S. A. (1997) *Avaliação do estado nutricional das plantas. 2ª ed. ver. e atual.* Piracicaba, POTAFOS,. 316p.
- Martins, M.A. (1992a) The role of external mycelial network of VA mycorrhizal fungi. A study of carbon transfer between plants interconnected by a common mycelium. *Mycorrhiza*, 2:69-73.
- Martins, M.A. (1992b) Interactions between plants with especial reference to the role of external mycelium of VA mycorrhizal fungi. The University of Sheffield, England. 171p. (Tese de PhD).
- Martins, M.A. (1993) The role of the external mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi in the carbon transfer process between plants. *Mycol. Res.* 97 (7): 807-810.
- Martins, M.A., Read, D.J. (1996) The role of the external mycelial network of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. II. Study of phosphorus transfer between plants interconnected by a common mycelium. *Revista de Microbiologia*, 27: 100-105.
- Mosse, B. (1975). Specificity in VA mycorrhizas. In: Sanders, F.E.; Mosse, B. ; Tinker, P.B. (eds). *Endomycorrhizas*. London. Academic Press. p.469-484.
- Newman, E. I. (1988). Mycorrhizal links between plants: Their functioning and ecological significance. *Advances in Ecological Research*. 18:243-270.
- Newman, E.I., Eason, W.R. (1993) Rates of phosphorus transfer within and between ryegrass (*Lolium perenne*) plants. *Funct. Ecol.*, Sheffield, 7:242-248.
- Read, D.J. (1994) The structure and function of the vegetative mycelium of mycorrhizal roots. In: Jennings, D.H., Rayner, A.D.M. (eds.) *The ecology and*

physiology of the fungal mycelium. Cambridge, Cambridge University Press, p.215-240.

Rezende, C.P.; Cantarutti, R.B.; Braga, J.M.; Gomide, J.A.; Pereira, J.M.; Ferreira, E.; Tarré, R.; Macedo, R.; Alves, B.J.R.; Urquiaga, S.; Cadisch, G.; Giller, K.E.; Boddey, R.M. (1999) Litter deposition and disappearance in *Brachiaria* pastures in the Atlantic Forest region of south of Bahia, Brazil. *Nitr. Cycling Agroec.*, 54:99-112.

Ritz, K., Newman, E.I. (1985) Evidence for rapid cycling of phosphorus from dying roots to living plants. *Oikos*, Copenhagen, 45:174-180.

Rodrigues, L.A., Martins, M.A.; Salomão, M.S.M.B. (2003) Uso de Micorrizas e Rizóbio em Cultivo Consorciado de Eucalipto e Sesbânia. I. Crescimento, absorção e Transferência de Nitrogênio entre Plantas. *Rev. Brasileira de Ciência do Solo*, 27:583-591.

Sanchez, P.A. (1976) Properties and management of. Soils in the tropics John Wiley and Sons. New York, 409p.

Schiavo, J.A. (2005). Revegetação de áreas degradadas pela extração de argila, com espécies micorrizadas de *Acácia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*. Universidade estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes – RJ, 109p. (Tese de Doutorado).

Thaiz, L.; Zeiger, E. (2004) *Fisiologia Vegetal*, 3 ed. Porto Alegre: Artmed, 720p.

Van Kessel, C.; Singleton, P.W., Hoben, H. (1985) Enhanced N-transfer from a soybean to maize by VA mycorrhizal fungi. *Plant Physiol.*, Bethesda, 79: 562-563.

Van Soest, P.J. (1965) Use of detergents in the analysis of fibrous feeds II. A rapid method for the determination of fibre and lignin. *J. Assoc. Off. Agric. Chem.*, 46:829-835.

Van Veen, J.A.; Merokx, R.; Geijn, S.C. van de. (1989) Plant and soil related controls of the flow of carbon from rotos through the soil microbial biomass. *Plant and Soil*, 115:179-188.

Tabela 1. Altura e diâmetro à altura do peito (DAP), das plantas de leguminosas e eucalipto inoculadas ou não com FMAs cultivadas em plantio puro e consorciado, aos 20 meses após o plantio

Inoculação	Plantio puro			Plantio consorciado								
	A ^{1/}	S ^{2/}	E ^{3/}	A	x	S	A	x	E	S	x	E
	Altura (m)											
Com FMAs	7,18Aa	3,62Aa	5,80Aa	6,38ABa		3,64Aa	5,37Bb		5,96Aa	3,62Aa		6,89Aa
Sem FMAs	6,11Aa	4,16Aa	7,04Aa	5,77Aa		3,89Aa	6,35Aa		5,36Aa	3,68Aa		6,90Aa
Cv	11,58	9,77	27,37	11,58		9,77	11,58		27,37	9,77		27,37
	DAP (cm)											
Com FMAs	8,56Aa	3,69Aa	5,07Aa	8,16Aa		3,24Aa	7,31Ab		5,20Aa	3,22Aa		7,07Aa
Sem FMAs	8,26Aa	4,04Aa	7,69Aa	8,01Aa		3,42Aa	7,87Aa		4,68Aa	3,32Aa		7,62Aa
Cv	8,76	11,09	29,08	8,76		11,09	8,76		29,08	11,09		29,08

^{1/}acácia; ^{2/}sesbania; ^{3/}eucalipto

Letras maiúsculas na linha comparam o tipo de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico e minúscula na coluna comparam a inoculação ou não com FMAs para cada espécie vegetal pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade

Tabela 2. Altura e diâmetro à altura do peito (DAP), das plantas de leguminosas e eucalipto inoculadas ou não com FMAs cultivadas em plantio puro e consorciado, aos 38 meses após o plantio

Inoculação	Plantio puro			Plantio consorciado								
	A ^{1/}	S ^{2/}	E ^{3/}	A	x	S	A	x	E	S	x	E
	Altura (m)											
Com FMAs	11,50Aa	4,27Ab	9,66Aa	10,58Aa		4,26Aa	10,99Aa		11,13Aa	4,33Aa		11,53Aa
Sem FMAs	11,47Aa	5,40Aa	12,00Aa	10,97Aa		4,64Aa	12,21Aa		9,80Aa	4,95Aa		11,56Aa
Cv	11,94	10,43	16,67	11,94		10,43	11,94		16,67	10,43		16,67
	DAP (cm)											
Com FMAs	13,95Aa	4,11Aa	9,31Aa	14,80Aa		3,71Aa	13,05Aa		9,24Aa	3,91Aa		11,43Aa
Sem FMAs	14,05Aa	4,98Aa	11,76Aa	14,95Aa		4,22Aa	14,19Aa		8,08Aa	4,04Aa		12,28Aa
Cv	6,38	11,34	22,15	6,38		11,34	6,38		22,15	11,34		22,15

^{1/}acácia; ^{2/}sesbania; ^{3/}eucalipto

Letras maiúsculas na linha comparam o tipo de cultivo dentro de cada tratamento microbiológico e minúscula na coluna comparam a inoculação ou não com FMAs para cada espécie vegetal pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade

Tabela 3. Teores de nutrientes das folhas de *Acacia mangium* Willd, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ eucalipto		C/ sesbânia	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Potássio (g.kg ⁻¹)						
20	5,17aA	5,67aAB	5,17aA	4,67aB	5,17aA	6,17aA
26	5,83aA	6,00aA	7,33aA	6,17aA	6,00bA	9,33aA
Fósforo (g.kg ⁻¹)						
20	1,39aA	1,66aA	1,22aA	1,47aA	1,61aA	2,10aA
26	1,12aA	1,19aB	1,06bA	4,22aA	1,25aA	2,38aB
Cálcio (g.kg ⁻¹)						
20	8,39aA	8,03aA	7,73aA	8,53aA	7,44aA	8,71aA
26	8,65aA	8,51aB	7,38bA	16,30aA	7,71aA	8,70aB
Magnésio (g.kg ⁻¹)						
20	1,78aA	1,87aA	1,72aA	1,57aA	1,72aA	1,84aA
26	1,69aA	1,79aB	1,60bA	3,30aA	1,67aA	2,09aB
Nitrogênio (g.kg ⁻¹)						
20	26,54aA	22,98aA	21,64aA	22,26aA	24,24aA	22,68aA
26	23,78aAB	22,61B	20,96aB	14,08bC	25,55bA	41,18aA

Para cada nutriente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 4. Teores de nutrientes das folhas de *Sesbania virgata*, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Acacia mangium* Willd e *Eucalyptus camaldulensis* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ acácia		C/ eucalipto	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Potássio (g.kg ⁻¹)						
20	10,50aA	8,83aA	9,33aA	9,67aA	10,00aA	10,00aA
26	9,67aA	10,17aA	7,83aA	10,00aA	9,33aA	6,17aA
Fósforo (g.kg ⁻¹)						
20	2,49aA	2,32aA	2,12aA	2,24aA	2,21aA	2,31aA
26	2,80aA	2,63aA	1,45aA	2,83aA	2,75aA	3,37aA
Cálcio (g.kg ⁻¹)						
20	7,29aA	8,66aA	8,81aA	8,70aA	10,05aA	8,71aA
26	7,83aA	8,12aB	6,61aA	10,22aB	8,09bA	19,00aA
Magnésio (g.kg ⁻¹)						
20	2,02aA	1,86aA	1,88aA	1,54aA	1,93aA	1,72aA
26	2,17aA	2,16aA	1,52aA	2,29aA	2,67aA	3,06aA
Nitrogênio (g.kg ⁻¹)						
20	34,31aA	33,30aA	31,58aAB	30,00aA	29,55bB	33,62aA
26	43,91aA	40,94aA	24,38bB	42,70aA	40,84aA	14,38bB

Para cada nutriente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 5. Teores de nutrientes das folhas de *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Acacia mangium* Willd e *Sesbania virgata* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ acácia		C/ sesbania	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Potássio (g.kg ⁻¹)						
20	6,17aA	5,33aA	4,67bA	6,83aA	5,33aA	6,50aA
26	6,50aB	6,83aA	5,00aB	7,50aA	10,33aA	6,50bA
Fósforo (g.kg ⁻¹)						
20	2,95aB	3,11aA	4,29aA	4,02aA	3,43aAB	3,14aA
26	3,39aA	2,67aA	1,21bA	3,27aA	2,86aA	1,78aA
Cálcio (g.kg ⁻¹)						
20	14,88aA	15,86aA	13,98aA	14,63aA	15,71aA	17,17aA
26	17,45aA	22,06aA	10,20aA	12,14aA	8,67bA	18,77aA
Magnésio (g.kg ⁻¹)						
20	3,06aA	3,10aA	3,23aA	2,92aA	2,83aA	2,82aA
26	2,74aA	2,97aA	1,75bB	2,86aA	2,10bAB	2,94aA
Nitrogênio (g.kg ⁻¹)						
20	12,55aA	12,93aA	10,94aA	12,42aA	13,14aA	14,88aA
26	13,73aC	14,70aA	23,76aB	14,41bA	45,32aA	16,42bA

Para cada nutriente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 6. Teores de componentes orgânicos das folhas de *Acacia mangium* Willd, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ eucalipto		C/ sesbânia	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Celulose (g.kg ⁻¹)						
20	179,60aA	161,46aA	160,67aA	168,53aA	172,40aA	105,33bB
26	176,67aA	197,47aA	166,40aA	170,00aA	186,66aA	107,07bB
Lignina (g.kg ⁻¹)						
20	205,47aA	214,93aA	163,33aA	81,73bB	207,73aA	132,40bB
26	225,21aA	218,00aA	210,65aA	105,64bB	206,36aA	123,87bB
Carbono orgânico (g.kg ⁻¹)						
20	482,67aA	477,67aA	478,06aA	474,60aA	486,40aA	473,27aA
26	467,07aA	473,47aA	459,20aA	465,20aAB	469,87aA	452,93bB
Relação C/N						
20	19,04aA	20,78aA	22,38aA	21,36aA	20,12aA	21,06aA
26	19,66aA	20,98aB	21,93bA	34,39aA	18,45aA	11,02bC

Para cada componente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 7. Teores de componentes orgânicos das folhas de *Sesbania virgata*, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Acacia mangium* Willd e *Eucalyptus camaldulensis* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ acácia		C/ eucalipto	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Celulose (g.kg ⁻¹)						
20	111,87aB	140,27aB	172,80aA	127,33bB	111,47bB	224,00aA
26	138,40aAB	127,60aAB	162,53aA	102,67bB	120,80bB	150,13aA
Lignina (g.kg ⁻¹)						
20	165,73aA	180,66aA	168,93aA	142,27aA	140,80aA	120,00aA
26	146,27aB	93,20bA	198,47aA	126,00bA	114,70aB	110,35aA
Carbono orgânico (g.kg ⁻¹)						
20	456,80bAB	469,27aA	465,93aA	456,53aAB	450,53aB	451,67aB
26	455,53aA	456,93aA	470,00aA	458,47aA	448,53aA	456,47aA
Relação C/N						
20	13,35aA	14,14aA	14,76aA	15,31aA	15,26aA	13,45bA
26	10,38aB	11,19aB	19,29aA	10,81bB	11,05bB	32,33aA

Para cada componente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 8. Teores de componentes orgânicos das folhas de *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas ou não com FMAs, em monocultivo e consorciadas com *Acacia mangium* Willd e *Sesbania virgata* em cava degradada pela extração de argila. MAPC – meses após plantio no campo

MAPC	Monocultivo		C/ acácia		C/ sesbânia	
	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs	+ FMAs	- FMAs
Celulose (g.kg ⁻¹)						
20	183,47aA	194,27aA	153,87aA	200,27aA	125,47bA	217,33aA
26	165,33aAB	180,67aA	168,80aA	170,67aA	102,80aB	144,67aA
Lignina (g.kg ⁻¹)						
20	90,27aB	93,73aA	178,53aA	131,60aA	162,93aA	118,53aA
26	115,57aB	107,81aA	216,13aA	110,40bA	96,07aB	112,76aA
Carbono orgânico (g.kg ⁻¹)						
20	459,80aA	455,20aA	457,53aA	461,00aA	455,33aA	469,73aA
26	462,47aA	452,67aA	463,73aA	464,67aA	451,93aA	455,80aA
Relação C/N						
20	36,66aA	35,24aA	41,88aA	37,23aA	35,61aA	31,69aA
26	35,09aA	30,81aA	19,54bB	32,37aA	9,99bC	27,97aA

Para cada componente, dentro de cada cultivo, letras minúsculas comparam a inoculação com FMAs, enquanto letras maiúsculas, dentro de cada tratamento microbiológico, comparam os cultivos, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Tabela 9. Valores de k e tempo de meia vida ($T_{1/2}$) de decomposição dos resíduos vegetais de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, inoculadas com FMAs (média de três repetições)

Parâmetros da Equação de Decomposição	Acácia + FMAs	Sesbânia + FMAs	Eucalipto + FMAs	Ac. x euc. + FMAs	Ac. x Sesb. + FMAs	Sesb. x euc. + FMAs
k (dia^{-1})	0,0017	0,0025	0,0018	0,0017	0,0027	0,0021
$T_{1/2}$ (dias)	408	277	385	408	257	330
r^2	0,839**	0,930**	0,880**	0,842**	0,951**	0,935**

** * significativo a 1 e 5% de probabilidade. FMAs = fungos micorrízicos arbusculares Ac. = acácia, sesb. =sesbânia, euc. = eucalipto

Tabela 10. Valores de k e tempo de meia vida ($T_{1/2}$) de decomposição dos resíduos vegetais de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, não inoculadas com FMAs (média de três repetições)

Parâmetros da Equação de Decomposição	Acácia - FMAs	Sesbânia - FMAs	Eucalipto - FMAs	Ac. x euc. - FMAs	Ac. x Sesb. - FMAs	Sesb. x euc. - FMAs
k (dia^{-1})	0,0018	0,0032	0,0021	0,0012	0,002	0,0021
$T_{1/2}$ (dias)	385	217	330	578	347	330
r^2	0,839**	0,930**	0,928**	0,869**	0,928**	0,982**

** * significativa a 1 e 5% de probabilidade. FMAs = fungos micorrízicos arbusculares.Ac. = acácia, sesb. =sesbânia, euc. = eucalipto

Tabela 11. Valores de k e tempo de meia vida ($T_{1/2}$) de liberação dos nutrientes contidos nos resíduos de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, inoculadas com FMAs (média de três repetições)

Tipos de cultivo	Nutriente	Valor de k (dia ⁻¹)	$T_{1/2}$ (dias)	r^2
Acácia	N	0,0022	315	0,869*
Sesbânia	N	0,0036	193	0,836*
Eucalipto	N	0,001	693	0,957*
Acácia x eucalipto	N	0,0021	330	0,844*
Acácia x sesbânia	N	0,0047	147	0,968**
Sesbânia x eucalipto	N	0,0034	204	0,997**
Acácia	P	0,0031	224	0,951**
Sesbânia	P	0,0052	133	0,961**
Eucalipto	P	0,0028	248	0,914**
Acácia x eucalipto	P	0,0017	408	0,964**
Acácia x sesbânia	P	0,0045	154	0,988**
Sesbânia x eucalipto	P	0,0037	187	0,959**
Acácia	K	0,0068	102	0,986**
Sesbânia	K	0,0166	42	0,999**
Eucalipto	K	0,0092	75	0,969**
Acácia x eucalipto	K	0,0107	65	0,991**
Acácia x sesbânia	K	0,0171	41	0,993**
Sesbânia x eucalipto	K	0,0147	47	0,994**
Acácia	Ca	0,0023	301	0,921**
Sesbânia	Ca	0,003	231	0,966**
Eucalipto	Ca	0,0021	330	0,957**
Acácia x eucalipto	Ca	0,003	231	0,942**
Acácia x sesbânia	Ca	0,0032	217	0,989**
Sesbânia x eucalipto	Ca	0,0023	301	0,941**
Acácia	Mg	0,0015	462	0,982**
Sesbânia	Mg	0,002	347	0,940**
Eucalipto	Mg	0,0012	578	0,951**
Acácia x eucalipto	Mg	0,0018	385	0,950**
Acácia x sesbânia	Mg	0,0022	315	0,952**
Sesbânia x eucalipto	Mg	0,0022	315	0,954**
Acácia	C. orgânico	0,0032	217	0,986**
Sesbânia	C. orgânico	0,004	173	0,965**
Eucalipto	C. orgânico	0,0025	277	0,916**
Acácia x eucalipto	C. orgânico	0,0027	257	0,935**
Acácia x sesbânia	C. orgânico	0,0036	193	0,968**
Sesbânia x eucalipto	C. orgânico	0,0033	210	0,971**
Acácia	Lignina	0,0027	257	0,967**
Sesbânia	Lignina	0,0035	198	0,934**
Eucalipto	Lignina	0,0013	533	0,900**
Acácia x eucalipto	Lignina	0,0022	315	0,925**
Acácia x sesbânia	Lignina	0,0038	182	0,975**
Sesbânia x eucalipto	Lignina	0,0027	257	0,911**
Acácia	Celulose	0,0026	267	0,951**
Sesbânia	Celulose	0,0035	198	0,973**
Eucalipto	Celulose	0,0031	224	0,849**
Acácia x eucalipto	Celulose	0,003	231	0,938**
Acácia x sesbânia	Celulose	0,0034	204	0,945**
Sesbânia x eucalipto	Celulose	0,0029	239	0,908**

** * significativo a 1 e 5% de probabilidade. FMAs = fungos micorrízicos arbusculares

Tabela 12. Valores de k e tempo de meia vida ($T_{1/2}$) de liberação dos nutrientes contidos nos resíduos de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, não inoculadas com FMAs (média de três repetições)

Tipos de cultivo	Nutriente	Valor de k (dia ⁻¹)	$T_{1/2}$ (dias)	r^2
Acácia	N	0,0017	408	0,881*
Sesbânia	N	0,0061	114	0,953*
Eucalipto	N	0,0013	533	0,986**
Acácia x eucalipto	N	0,0019	365	0,984**
Acácia x sesbânia	N	0,0045	154	0,997**
Sesbânia x eucalipto	N	0,0041	169	0,974**
Acácia	P	0,0028	248	0,945**
Sesbânia	P	0,0048	144	0,996**
Eucalipto	P	0,0018	385	0,955**
Acácia x eucalipto	P	0,002	347	0,960**
Acácia x sesbânia	P	0,0032	217	0,985**
Sesbânia x eucalipto	P	0,0033	210	0,937**
Acácia	K	0,008	87	0,979**
Sesbânia	K	0,0187	37	0,998**
Eucalipto	K	0,0066	105	0,902*
Acácia x eucalipto	K	0,0125	55	0,955**
Acácia x sesbânia	K	0,0151	46	0,0996**
Sesbânia x eucalipto	K	0,0175	40	0,998**
Acácia	Ca	0,0021	330	0,869**
Sesbânia	Ca	0,003	231	0,956**
Eucalipto	Ca	0,0019	365	0,903**
Acácia x eucalipto	Ca	0,0028	248	0,910**
Acácia x sesbânia	Ca	0,0026	267	0,947**
Sesbânia x eucalipto	Ca	0,0024	289	0,946**
Acácia	Mg	0,0014	495	0,914**
Sesbânia	Mg	0,0021	330	0,939**
Eucalipto	Mg	0,0014	495	0,981**
Acácia x eucalipto	Mg	0,0013	533	0,959**
Acácia x sesbânia	Mg	0,0015	462	0,928**
Sesbânia x eucalipto	Mg	0,0019	365	0,952**
Acácia	C. orgânico	0,0026	267	0,950**
Sesbânia	C. orgânico	0,0047	147	0,959**
Eucalipto	C. orgânico	0,0025	277	0,910**
Acácia x eucalipto	C. orgânico	0,0027	257	0,946**
Acácia x sesbânia	C. orgânico	0,003	231	0,972**
Sesbânia x eucalipto	C. orgânico	0,0032	217	0,963**
Acácia	Lignina	0,0021	330	0,906**
Sesbânia	Lignina	0,004	173	0,930**
Eucalipto	Lignina	0,0013	533	0,883**
Acácia x eucalipto	Lignina	0,0022	315	0,916**
Acácia x sesbânia	Lignina	0,0026	267	0,934**
Sesbânia x eucalipto	Lignina	0,0029	239	0,985**
Acácia	Celulose	0,0027	257	0,900**
Sesbânia	Celulose	0,0045	154	0,986**
Eucalipto	Celulose	0,0031	224	0,967**
Acácia x eucalipto	Celulose	0,003	231	0,934**
Acácia x sesbânia	Celulose	0,0027	257	0,923**
Sesbânia x eucalipto	Celulose	0,0028	248	0,973**

** * significativo a 1 e 5% de probabilidade. FMAs = fungos micorrízicos arbusculares

Tabela 13. Teores de nutrientes da serapilheira foliar de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs)

Tipo de cultivo	FMAs	N		P		K		Ca		Mg	
		inicial	final	inicial	final	inicial	final	inicial	final	Inicial	final
g kg^{-1}											
Ac.	com	13,65	0,27	1,36	0,70	1,33	1,88	12,57	7,19	2,08	3,12
	sem	12,86	0,20	1,15	0,54	1,33	1,31	12,74	9,96	2,12	2,85
Sesb.	com	24,27	0,19	1,70	0,89	4,17	1,93	12,54	10,79	2,12	3,98
	sem	29,08	0,21	1,57	0,82	3,50	1,44	11,38	6,74	2,05	3,89
Euc.	com	7,94	0,33	1,24	0,76	1,67	1,70	27,20	14,57	2,82	3,23
	sem	7,64	0,25	1,14	1,06	1,33	1,46	30,85	24,61	2,93	3,76
Ac. x euc.	com	12,07	0,25	0,83	0,75	1,17	1,83	20,05	8,97	2,69	2,57
	sem	10,36	0,16	0,72	0,62	1,33	1,49	17,54	5,48	2,46	2,87
Ac. x sesb.	com	20,57	0,14	1,42	0,64	2,67	1,29	13,68	9,42	2,25	2,82
	sem	21,65	0,18	1,31	0,80	3,33	1,91	11,57	6,93	2,25	3,05
Sesb. x euc.	com	15,60	0,21	1,78	1,08	3,00	1,54	19,40	18,98	2,64	3,13
	sem	17,99	0,22	1,69	1,13	3,50	1,59	18,60	11,27	2,51	3,51

Ac= acácia, Sesb.= sesbânia, Euc.= eucalipto, FMAs= fungos micorrízicos arbusculares, inicial (tempo zero), final (após 630 dias de permanência no campo)

Tabela 14. Teores de componentes orgânicos da serapilheira foliar de eucalipto em cultivo puro e consorciado com leguminosas, após 630 dias inoculadas ou não com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs)

Tipo de cultivo	FMAs	Carbono		Lignina		Celulose		L/N		C/P		C/N	
		inicial	final	inicial	final	inicial	final	inicial	final	Inicial	final	inicial	final
g kg^{-1}													
Ac.	com	496	164	479	202	191	85	35	748	365	235	36	609
	sem	525	295	470	308	180	93	37	1545	457	548	41	1475
Sesb.	com	473	172	527	262	177	95	22	1380	279	194	19	909
	sem	469	216	495	302	171	129	17	1441	299	264	16	1031
Euc.	com	496	219	177	207	211	92	22	628	400	288	62	663
	sem	479	260	167	199	216	90	22	796	420	245	63	1040
A x E	com	493	231	333	253	212	97	28	1013	594	309	40	925
	sem	491	176	318	192	212	77	31	1203	683	284	47	1101
A x S	com	482	189	498	330	161	110	24	2363	340	297	23	1356
	sem	465	222	432	217	160	110	20	1207	355	279	21	1238
S x E	com	461	229	339	270	195	109	22	1286	259	213	29	1094
	sem	475	266	324	213	180	129	18	971	282	236	26	1210

Ac= acácia, Sesb.= sesbânia, Euc.= eucalipto, +F= com inoculação com fungos micorrízicos arbusculares, -F= sem inoculação com fungos micorrízicos arbusculares

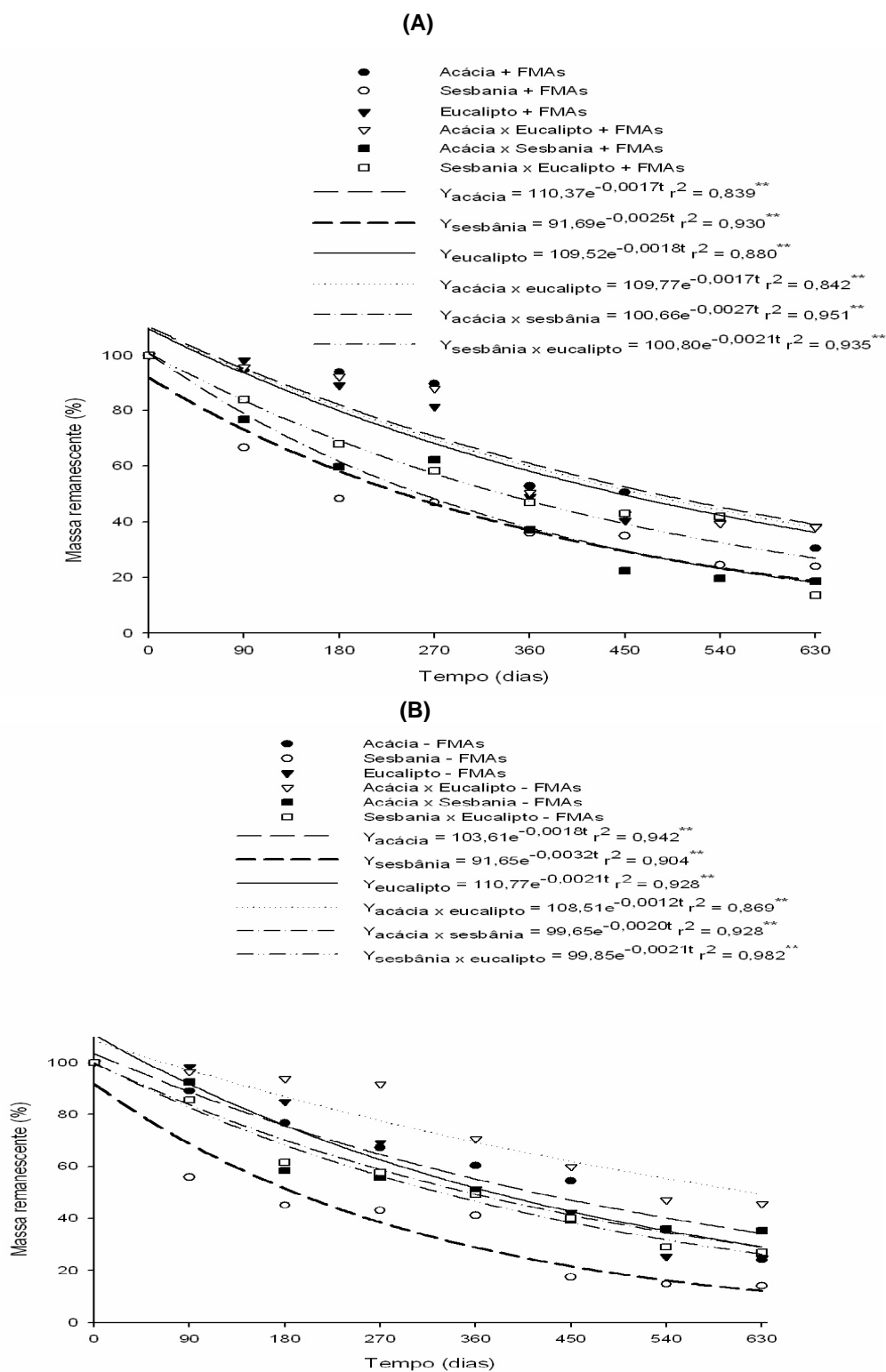


Figura 2 Perda de massa dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculados (A) ou não (B) com FMAs.

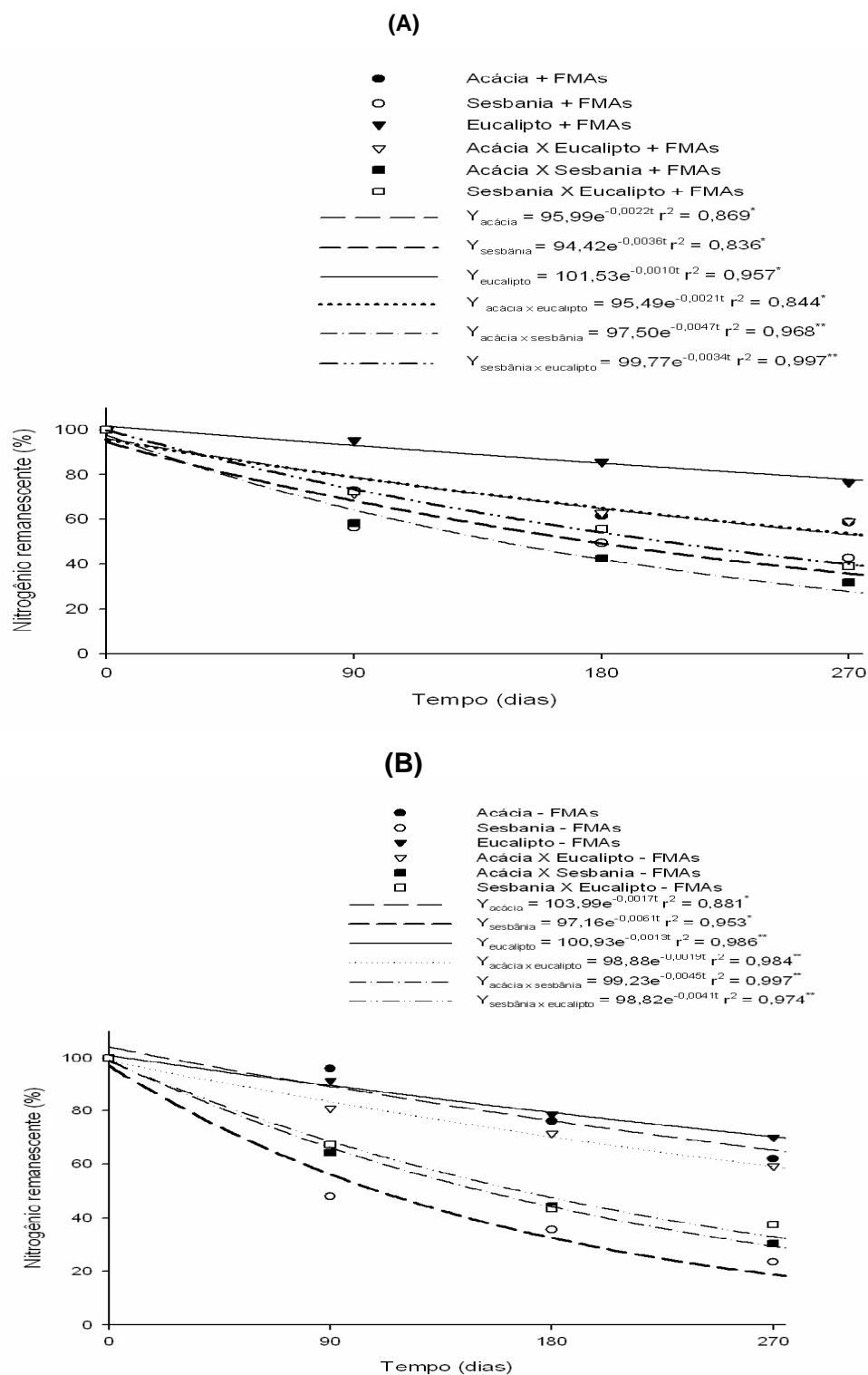


Figura 3 Perda de nitrogênio dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs

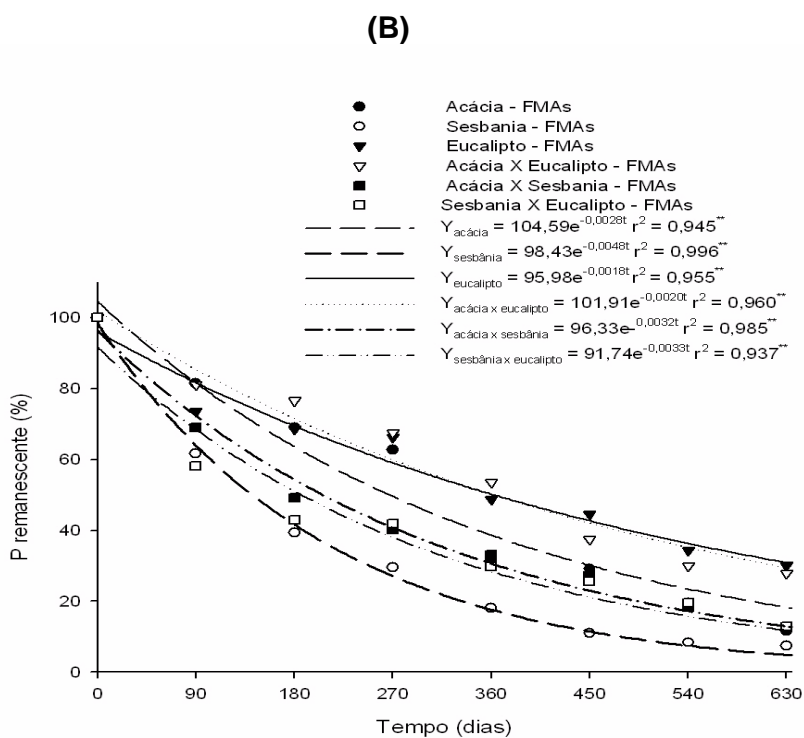
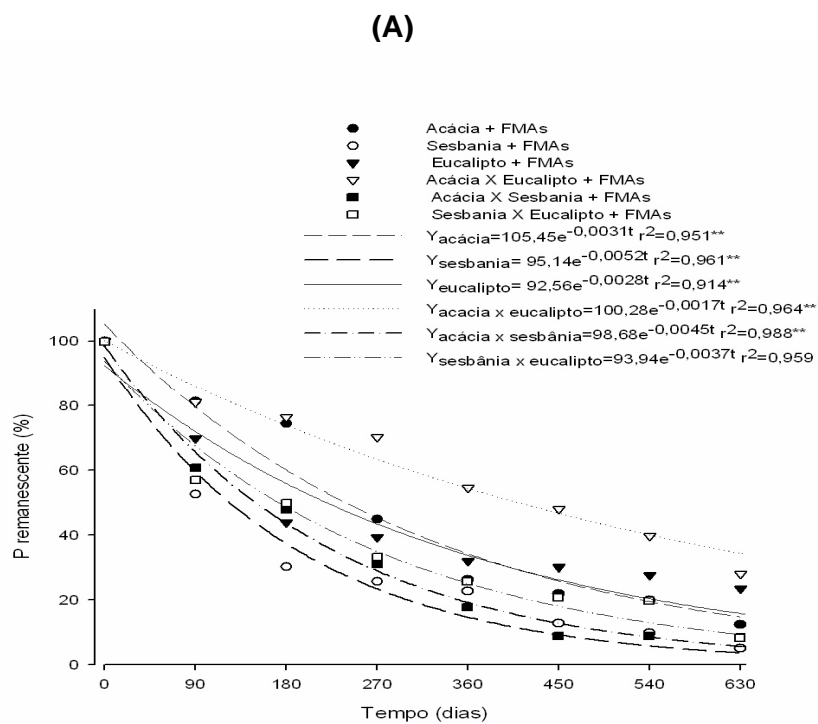


Figura 4 Perda de fósforo dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

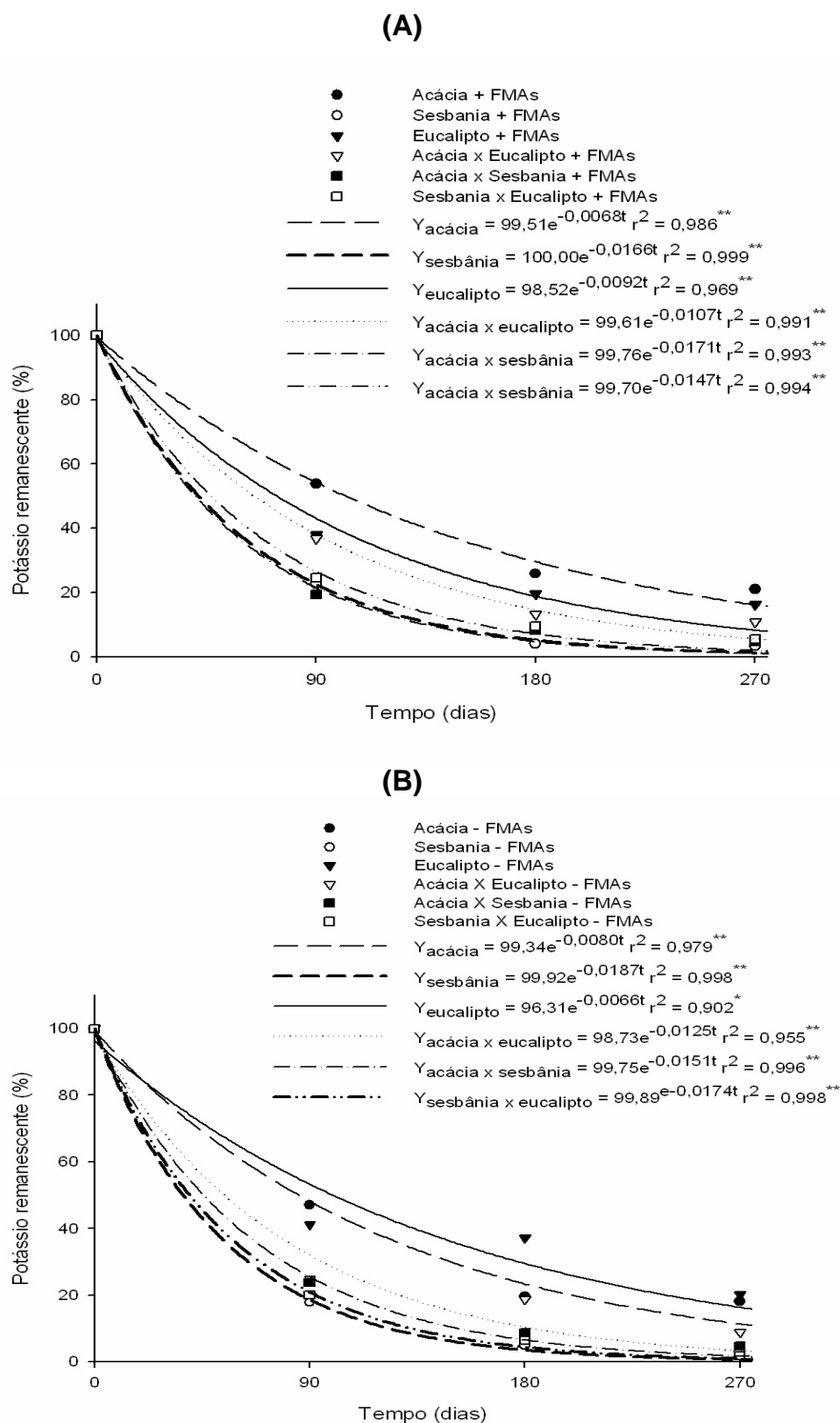


Figura 5 Perda de potássio dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

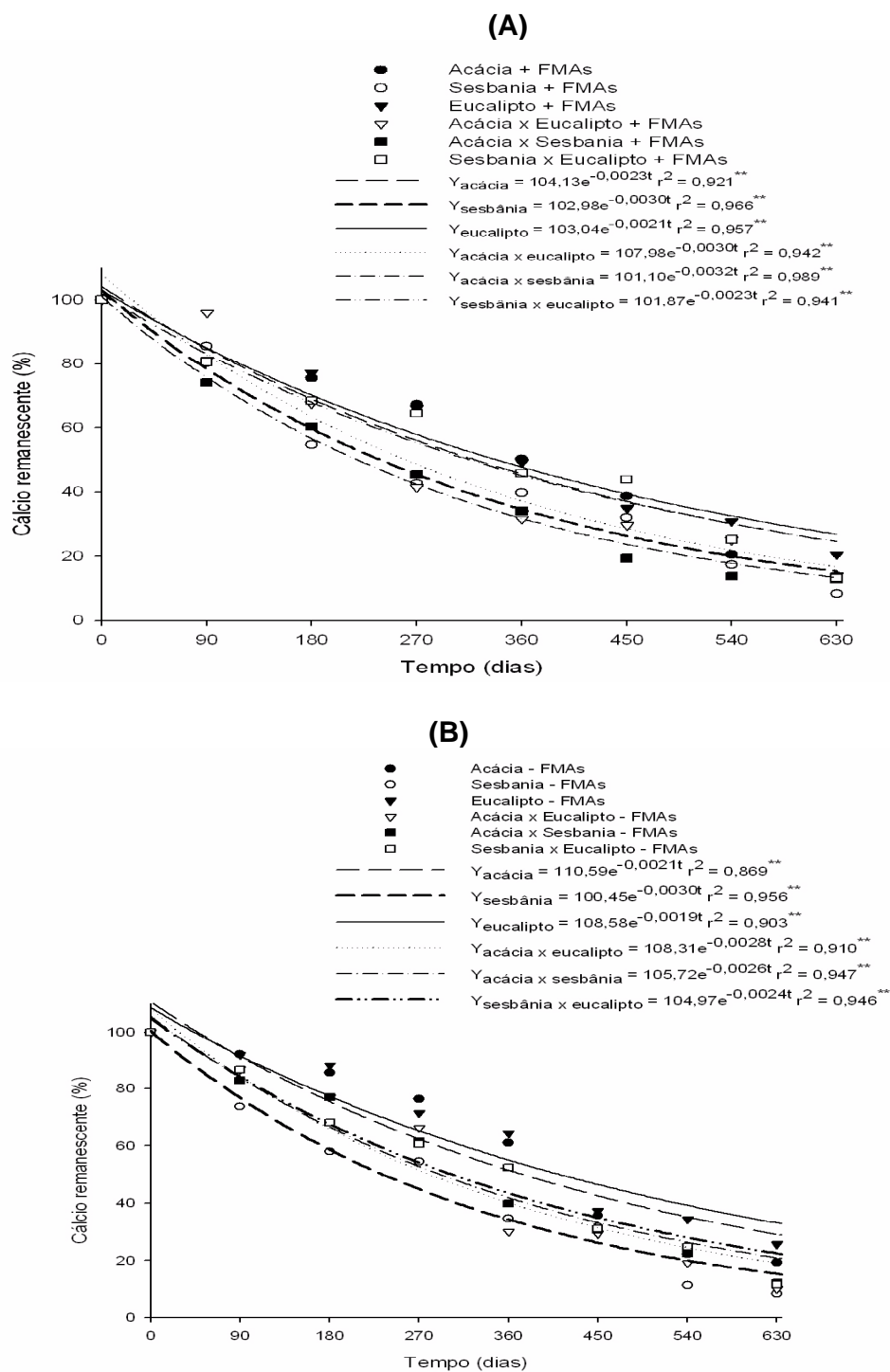


Figura 6 Perda de cálcio dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculados (A) ou não (B) com os FMAs.

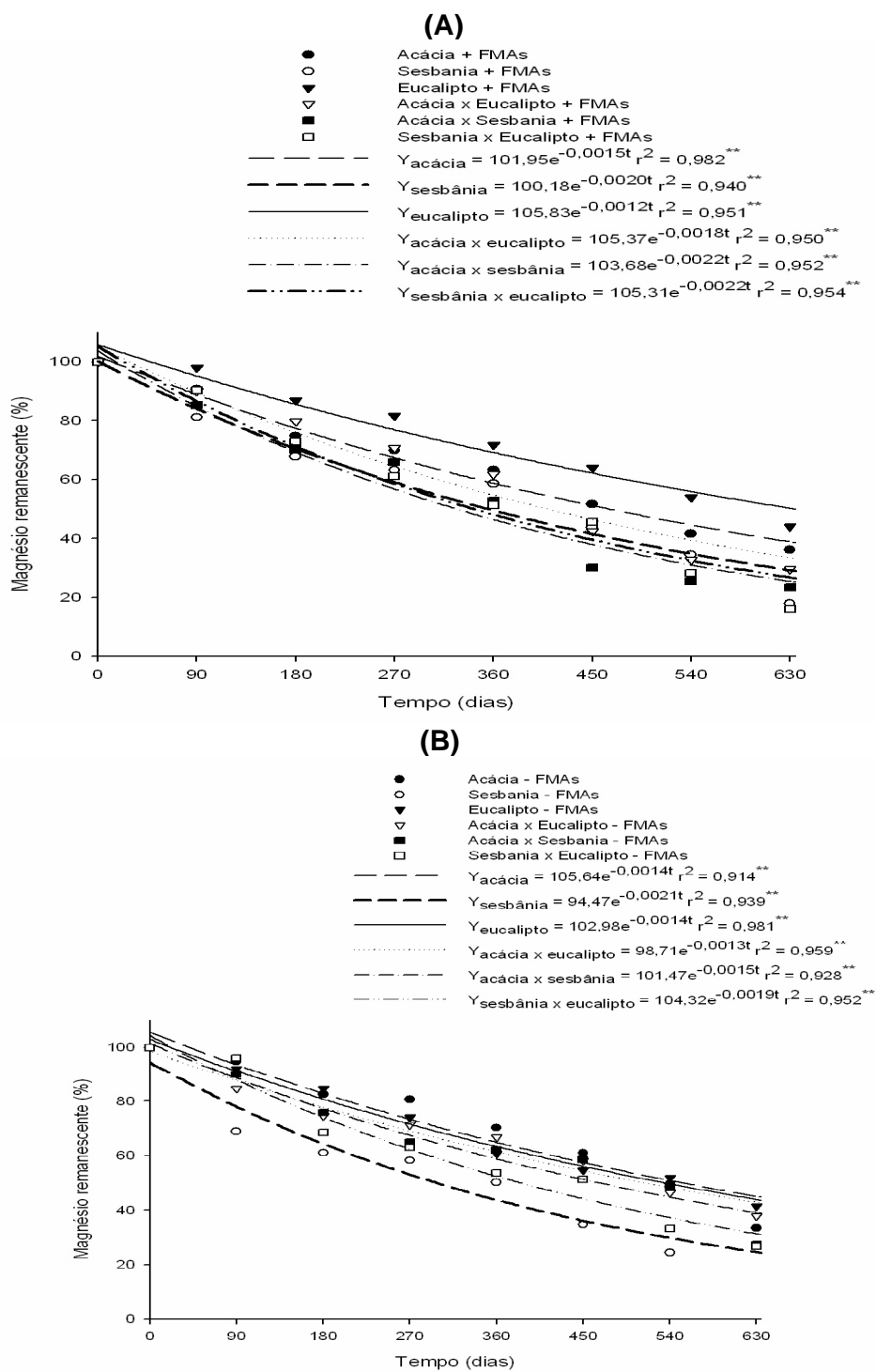


Figura 7 Perda de magnésio dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

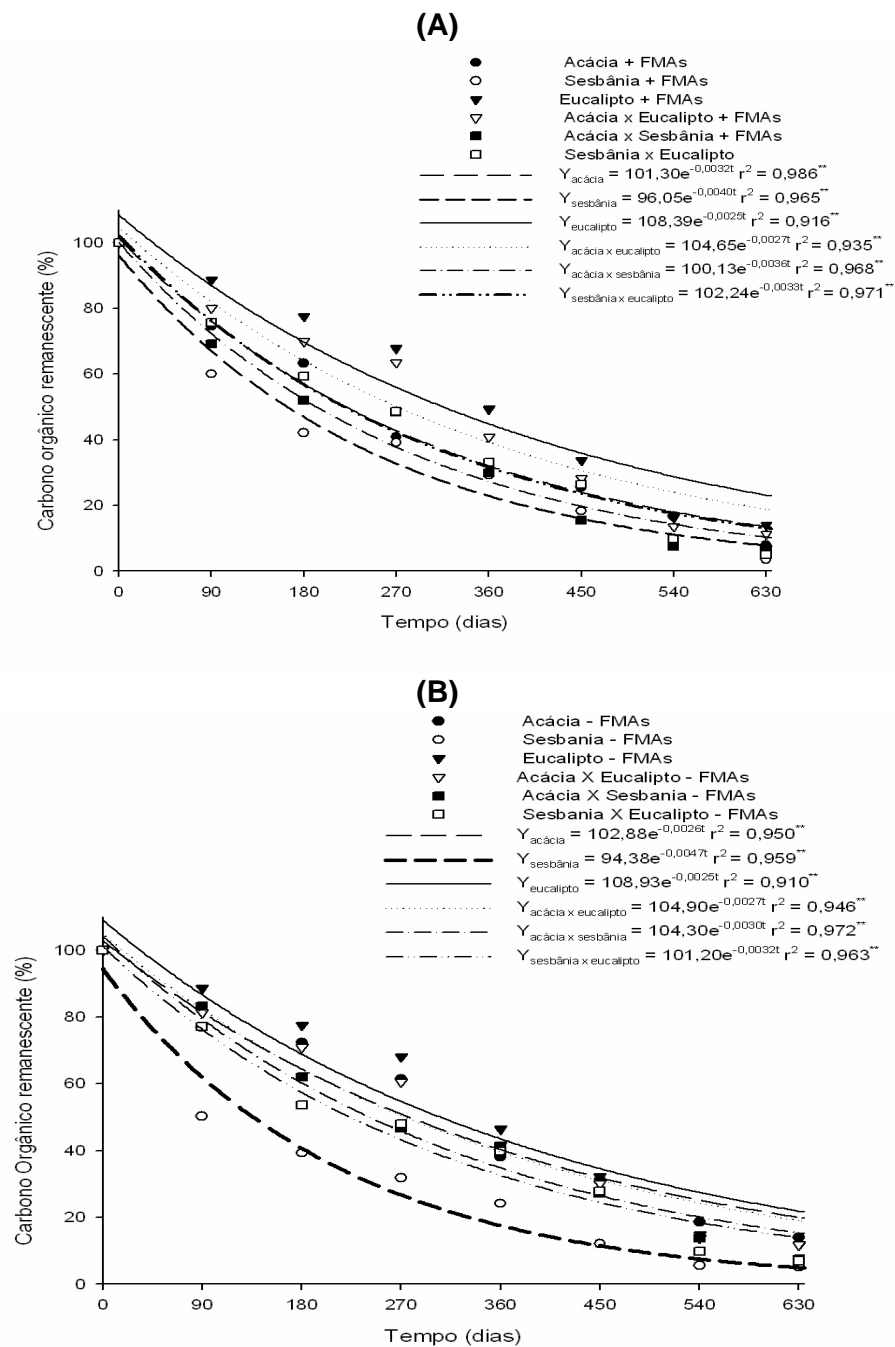


Figura 8 Perda de carbono orgânico dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

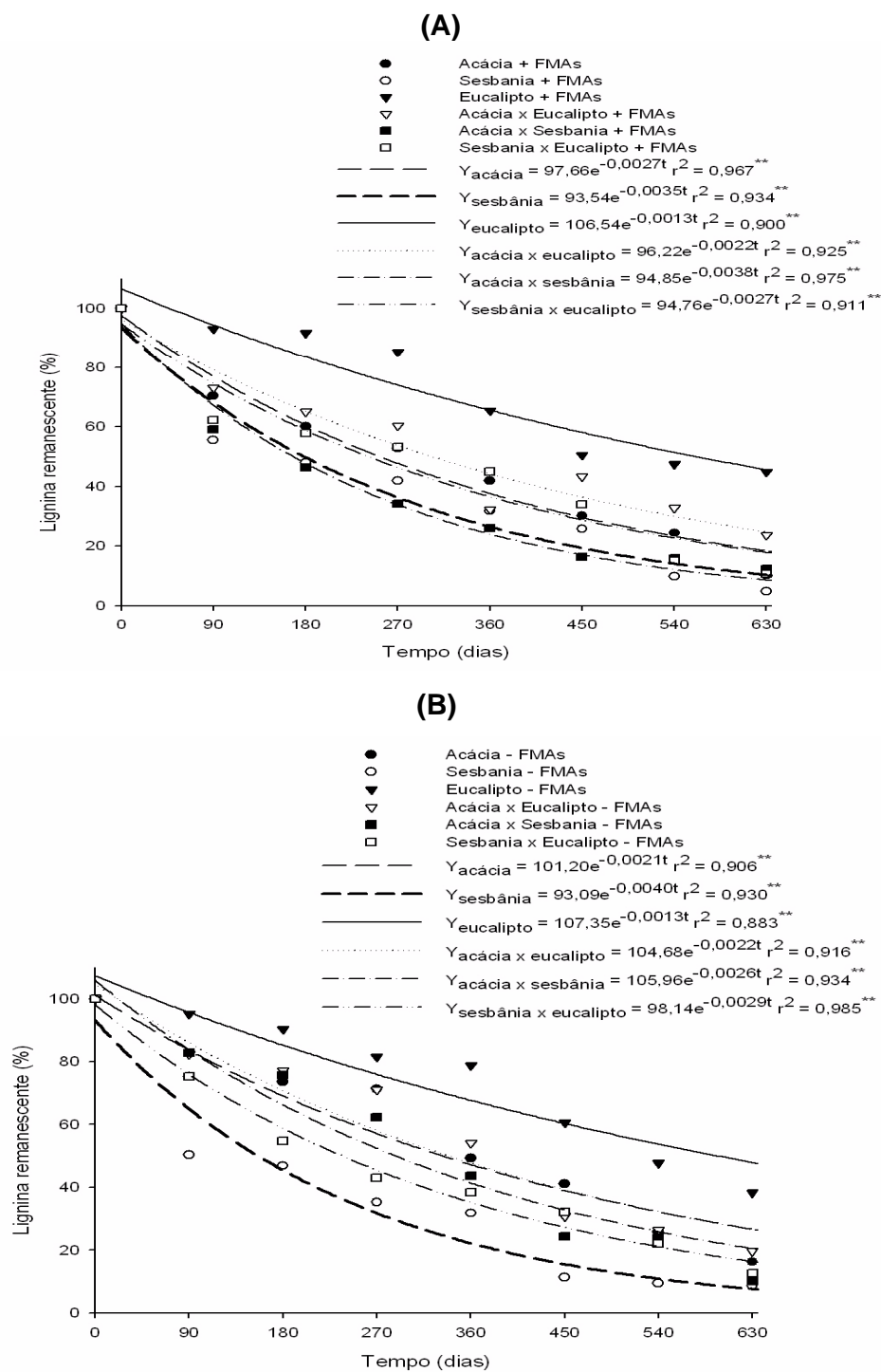


Figura 9 Perda de lignina dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

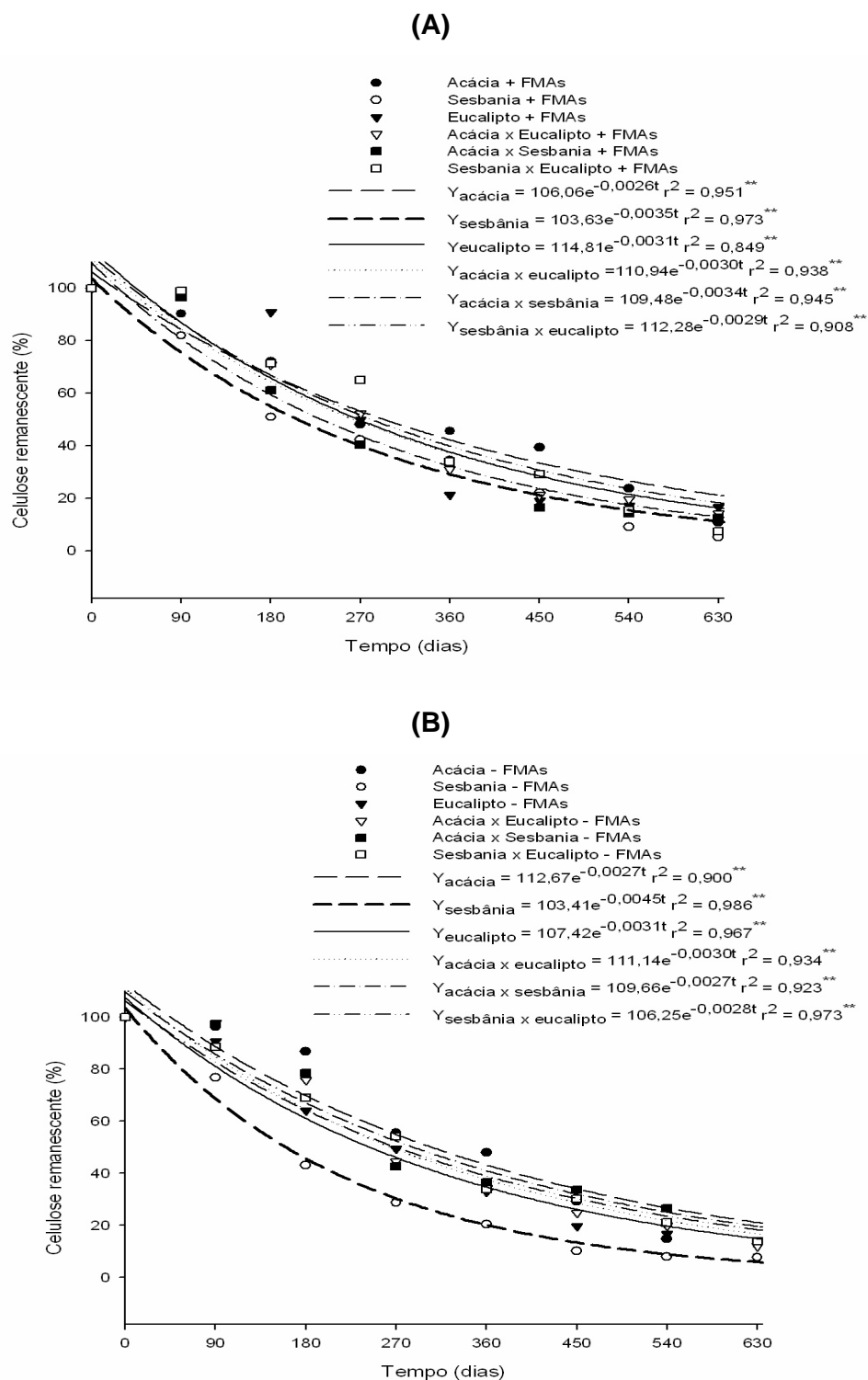


Figura 10 Perda de celulose dos resíduos vegetais ao longo de 630 dias, inoculado (A) ou não (B) com os FMAs.

4. RESUMO E CONCLUSÕES

Este trabalho teve como objetivo avaliar os efeitos da revegetação de uma área degradada pela extração de argila com eucalipto e leguminosas arbóreas micorrizadas, em plantios puros e consorciados, sobre a qualidade química e biológica do solo, crescimento e acúmulo de nutrientes na parte aérea das plantas, bem como a decomposição da serapilheira foliar. O delineamento experimental utilizado foi o de blocos ao acaso em esquema fatorial 6x2, sendo os fatores: 6 (*A. mangium*; *S. virgata*; *E. camaldulensis*; *A. Mangium* x *E. camaldulensis*; *A. Mangium* x *S. virgata*; e *S. virgata* x *E. camaldulensis*) e 2 (inoculadas ou não com FMAs), com 3 repetições. Foi também montado um experimento no DBC, com os mesmos tipos de cultivo, acrescido de um controle (área dentro da cava sem revegetação). Aos 20 e 26 meses após o plantio das espécies vegetais, foram coletadas amostras do solo na profundidade de 0,00-0,10 m, dentro de cada tipo de cultivo e no controle para avaliação da qualidade química e biológica. A altura e o diâmetro foram avaliados aos 20 e 38 meses após o plantio das espécies, e o acúmulo de nutrientes aos 20 e 26 meses. A avaliação da decomposição da serapilheira iniciou-se aos 20 meses após o plantio e perdurou por 21 meses.

As Principais conclusões foram:

- ❖ A revegetação da cava de extração de argila com espécies leguminosas e eucalipto, em povoamentos puros ou consorciados, proporciona aumento na atividade microbiana e nos teores de nutrientes do solo, proporcionando melhoria na qualidade química e biológica do solo.

- ❖ O cultivo consorciado proporciona melhoria nos atributos químicos e biológicos do solo.
- ❖ Os métodos utilizados para avaliar a atividade biológica do solo correlacionaram entre si.
- ❖ A inoculação com os FMAs não proporcionou incrementos em altura e diâmetro nas espécies em cultivo puro e/ou consorciados em ambos os períodos de avaliação.
- ❖ O monocultivo de acácia inoculada com os FMAs apresentou altura significativamente maior do que em consórcio com eucalipto.
- ❖ A inoculação com FMAs proporcionou maior teor de N nas folhas de eucalipto, quando consorciado com sesbânia, em relação ao tratamento não inoculado, na avaliação feita aos 26 meses após o plantio.
- ❖ O consorciamento de sesbânia com eucalipto melhora a qualidade química da serapilheira, diminuindo a relação C/P e diminuindo o tempo de meia vida do material.
- ❖ O eucalipto consorciado com leguminosas aumentou os teores de N nas folhas, diminuindo a relação C/N.
- ❖ A liberação dos nutrientes presentes nos resíduos vegetais apresentou comportamento diferenciado entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de cultivo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abbott, L.K.; Robson, A.D.; de Boer, G. (1984) The effect of phosphorus on the formation of hyphae in soil by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus fasciculatum*. *New Phytol.*, Oxford, 97:437-446.
- Adams, M.A., Attiwill, P.M. (1986) Nutrient cycling and nitrogen mineralization in eucalypt forest of south-eastern Australia. I. Nutrient cycling and nitrogen turnover. *Plant and soil*, 92:319-339.
- Akilan, K.; Farreli, R.G.G.; Dell, D.T.; Marshall, J.K. (1997). Responses of clonal river red gum (*Eucalyptus camaldulensis*) to waterlogging by fresh and salt water. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 37: (2) 243-348.
- Alexander, D.B. (1999) Bacteria and Archaea. In: Sylvia, D.M.; Fuhrmann, J.J.; Hartel, P.G., Zuberer, D.A. (eds.) *Principles and applications of Soil Microbiology*. New Jersey, Prentice Hall, p.44-71.
- Ames, R.N.; Reid, C.P.P.; Parter, L.K., Cambardella, C. (1983) Sources by *Glomus mosseae*, a vesicular- arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytol.*, Sheffield, 95:381-396.
- Anderson, J.M.; Ingran, J.S.I. (1996) Tropical soil biology and fertility: A handbook of methods. Wallingford, CAB International, 171p.
- Anderson, J.M.; Swift, M.J. (1983) Decomposition tropical rain forests. In: Sutton, S.L; Whitmore, T.C.; Chadwick, A.C. eds. *The tropical Rain Forest and Savannah Ecosystems*, Oxford: Blackwel Sci., p.287-309.
- Anderson, J.P.E. (1982) Soil respiration. In: Page, A.L.; Milher, R.H.; Keeney, D.R. eds. *Method of soil analysis*. 2.ed. Part 2. Madison: *American Society of Agronomy/Soil Science Society of America*, p. 831-871.
- Anderson, J.P.E.; Domsch, K.H. (1985) Determination of ecophysiological maintenance carbon requirements of soil microorganisms in a dormant state. *Biology and Fertility of Soil*, Berlin, v.1, p.81-89.

- Andrade, A.G. (1997) ciclagem de nutrientes e arquitetura radicular de leguminosas arbóreas de interesse para revegetação de solos degradados e estabilização de encostas. Seropédica, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 182p. (Tese de Doutorado).
- Andrade, A.G.; Costa, G.S.; Faria, S.M. (2000). Deposição e decomposição da serapilheira em povoamentos de *Mimosa caesalpinifolia*, *Acacia mangium* e *Acacia holosericea* com quatro anos de idade em planossolo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 24: 777-785.
- ARACRUZ CELULOSE/ES (2002) Projeto microbacia: um laboratório ao ar livre para o estudo do eucalipto, CD-ROM.
- Arato, H.D.; Martins, S.V.; Ferrari, S.H.S. (2003) Produção e decomposição de serapilheira em um sistema agroflorestal implantado para recuperação de área degradada, *revista Árvore*, Viçosa-MG, v.27,n.5,p.715-721.
- Arshad, M.A. ; Martin, S. (2002) Identifying critical limits for soil quality indicators in agro-ecosystems. *Agriculture, Ecosystems, and Environment*, 88, 153-160.
- Attiwill, P.M. (1980) Nutrient cycling in a *Eucalyptus oblique* (L' Herit. O Forest. IV Nutrient Uptake and nutrient return. *Aust. J. Bot.*, 28:199-222.
- Attiwill, P.M.; Adams, M.A. (1993) Nutrient Cycling in forests. *New Phytologist*, 124:561-582.
- Austin, A.T., Vitousec, P.M. (2000) Precipitation, decomposition and litter decomposability of *Metrosideros polymorpha* in native forests on Haavai'i, *Journal of ecology*, 88,129-138.
- Baath, E.; Frostegard, A.; Diaz-Ravina, M.; Tunkid, A. (1998) Microbial community based measurements to estimate heavy metal effects in soil: the use of phospholipid fatty acid patterns and bacterial community tolerance. *Ambio*, 27:56-61.
- Bandick, A.K.; Dick, R.P. (1999) Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 31, p.1471-1479.
- Barriuso, E.; Pérez-Mateos, M.; González-Carcedo, S. (1988) Actividad ureásica específica del suelo. *Agrochimica*, v. 32, p. 284-294.
- . Bayer, C.,Mielniczulk, J. (1999) Dinâmica e função da matéria orgânica. In: Santos, G.A. , Camargo, F.A.O. (eds.) *Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre: Gênese, 1:9-26.
- Bellei, M.M.; Garbaye, J., Gil, M. (1992) Micorrizol succession in young *eucalyptus viminalis* plantations in Santa Catarina (southern Brasil). *For. Ecol. Manage.*, 54:205-213.

- Brandão, E.M. (1992) Os componentes da comunidade microbiana do solo. In: Cardoso, E.J.B.N.; Tsai, S.M.; Neves, M.C.P. *Microbiologia do solo*. Campinas, SP: *Sociedade Brasileira de Ciência do solo*, p.1-31
- Bruggen, A. H. C.; Semenov, A. M. (2000) In search of biological indicators for soil health and disease suppression. *Applied Soil Ecology*, Amsterdam, v. 15, n.1, p. 13-24.
- Budowski, G. (1970) The distribution between old secondary and climax species in tropical Central American lowland forests. *Tropical Ecology*, 11: 44-48.
- Bunt, J.S., Rovira, A.D. (1995) Microbiological studies of some subantarctic soils. *J. Soil Sci.*, Oxford, 6:119-128.
- Burns, R.G. (1978) Soil enzymes. New York: Academic Press, 379p.
- Buwalda, J.G.; Goh, K.M. (1982) Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depression in VA mycorrhizal ryegrass. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 14, p. 103-106.
- Campello, E.F.C. (1999) A influência de leguminosas arbóreas fixadoras de nitrogênio na sucessão vegetal em áreas degradadas na Amazônia. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 121p. (Tese de Doutorado).
- Carneiro, M.A.C.; Siqueira, J.O.; Vale, F.R.; Curi, N. (1995) Limitação nutricional e efeito do pré-cultivo com *Brachiaria decumbens* e da inoculação com *Glomus etunicatum* no crescimento de mudas de espécies arbóreas em solo degradado. *Ciência e Prática*, Lavras, v. 19, n. 3, p. 281-288, jul./set.
- Carpanezzi, A.A.; Costa, L.G.S.; Kageyaama, P.Y.; Castro, C.F.A. (1990) Espécies pioneiras para recuperação de áreas degradadas: observação de laboratórios naturais. In: Congresso Florestal Brasileiro, 6., Campos do Jordão. Anais. Campos do Jordão, SP, *Sociedade Brasileira de Silvicultura*, p.216-221.
- Chavoshi; E.; Khademi, H.; Noorbakhsh, F. (2004) The effect of land use type and landscape position on soil alkaline phosphatase activity. *Iranian Journal of Agricultural Science*, v. 35 p. 742-751.
- Chen, W.; Hoitink, A.J.; Schmitthenner, A.F.; Tuovinen, O.H. (1988) The role of microbial activity in suppression of damping-off caused by *Pythium ultimum*. *Phytopathology*, v.78, p.314-322.
- Colonna, J. P.; Thoen, D.; Ducousso, M. e Braddji, S. (1991) Comparative effects of *Glomus etunicatum* and P fertilizer on foliar mineral composition

of *Acacia senegal* seedlings inoculate with *Rhizobium*. Mycorrhiza, Berlin, 1:35-38.

Constantinides, M., Fownes, J.H. (1994) Nitrogen mineralization from leaves and litter of tropical plants: relationship to nitrogen, lignin and soluble polyphenol concentrations. *Soil biology and Biochemistry*, 26(1):49-55.

Cooper, K. M. (1984) Physiology of VA mycorrhizal association. In: Powell, C. L., Bagyaraji, D.J. (eds) VA mycorrhiza. Boca Raton, Florida, USA, CRC Press, p.155-186.

Correia, M.E.F.; Andrade, A.G. (1999) Formação de serapilheira e ciclagem de nutrientes. In: Santos, G.A., Camargo, F.A.O., eds. *Fundamentos da Matéria Orgânica do Solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre, Gênese, p.197-226.

Costa, G.S. (2002) Decomposição da serapilheira em florestas plantadas e fragmentos da Mata Atlântica na Região Norte Fluminense. Campos dos Goytacazes. Universidade Estadual do Norte Fluminense, 113p. (Tese de Doutorado).

Costa Júnior, P.F. (1997) Comportamento de leguminosas arbóreas inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares e rizóbio em estéril de extração de argila. Campos dos Goytacazes, RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense – UENF, 72p. (Tese de Mestrado em Produção Vegetal).

Cruz, A.F. (1996) Influência de fungos micorrízicos arbusculares na transferência de N das plantas de feijão e caupi para o milho cultivadas sob sistemas de consórcio. Campos dos Goytacazes, RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense – UENF, 59p. (Tese de Mestrado em Produção Vegetal).

Cruz, A.F., Martins, M.A. (1997) Transferência de nitrogênio entre plantas interconectadas por fungos micorrízicos arbusculares (FMAs). *R. Bras. Ci. Solo*, 21:559-565.

Del Moral, R., Muller, C.H. (1970) The allelopathic effects of *Eucalyptus camaldulensis*. *Am. Mdl. Nat.*, Notre Dane, 83:160-200.

De-Polli, H., Guerra, J.G.M. (1999) C, N, e P na biomassa microbiana do solo. In: Santos, G.A., Camargo, F.A.O. (eds.) *Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais*. Porto Alegre: Gênese, 1: 389 – 411.

Dias, L.E., Franco, A.A., Campello, E.F.C. (1994) Dinâmica de matéria orgânica e de nutrientes em solo degradado pela extração de bauxita e cultivado com *Eucalyptus pellita* e *Acacia mangium*. In: Simpósio Sul-Americano I e Simpósio Nacional II Sobre Recuperação de Áreas Degradadas. Foz do Iguaçu. Anais... Curitiba: UFPR-FUPEF. p. 515-25.

- Dick, R.P. (1994) Soil enzyme activities 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. Madison: *Soil Science Society of America*, p. 107-124.
- Dilly, O.; Blume, H.P. (1998) Indicators to assess sustainable land use with reference to soil microbiology. *Adv. GeoEcol.*, 31:29-36.
- Domsh, K. H.; Jagnow, G.; Anderson, T. H. (1983) An ecological concept for assessment of side-effects of agrochemical on soil microorganisms. *Residue Reviews*, 86:65-105.
- Doran, J. W.; Parkin, T. B. (1994) Defining and assessing soil quality. In: Doran, J. W.; Coleman, D.C.; Bezdicek, D.F.; Stewart, B.A.,(Eds.) *Defining soil quality for a sustainable environment*. Madisson: ASA/SSSA, p. 3-21.
- Doran, J. W.; Sarrantonio, M.; Liebig, M. A. (1996) Soil health and sustainability *Advances in Agronomy*, San Diego, v. 56, p. 2-54.
- Duke, J.A. (1983) Handbook of Energy Crops. http://www.hort.purdue.edu/newcrop/duke_energy/Eucalyptus.html. Página acessada em maio/2004.
- Egawa, H.; Tsutsui, O.; Tatsuyama, K., Hatta, T. (1977) Antifungal substances found in leaves of Eucalyptus species. *Experientia Basel.*, Birkhaeuser, 33:889-890.
- EMBRAPA (1992) Revegetação de solos degradados.(Comunicado técnico,10) Seropédica,11p.
- EMBRAPA. (1997) Manual de interpretação de análises de solo, plantas e fertilizantes. Ed. Silva, F.C. Brasília, DF, 185p.
- Euclides, R.F. (1994) Sistema para Análise Estatísticas e Genéticas – SAEG.
- Faria, S.M., Carvalho, C.W.L., Ramos, A.L.M., Freire, M. de F.I., Guimarães, A de. (1991) Obtenção e seleção de *Rhizobium spp*, para leguminosas arbóreas. In: Congresso Brasileiro de Ciência do Solo, 23. Porto Alegre. Resumos... Porto Alegre: SBCS. p.196.
- Faria, S.M. (1998) Nodulação e FBN em espécies florestais. Resumos da XXIII Reunião Brasileira de Fertilidade do Solo e Nutrição de Plantas. Resumos da VII Reunião Brasileira Sobre Micorrizas. Resumos do V Simpósio Brasileiro de Microbiologia do Solo. Resumos da II Reunião Brasileira de Biologia do Solo. Lavras: UFLA/SBCS/SBM. p. 31-31.
- Fedoroff, N. (1987) The production potential of soil. Part 1. Sensivity of principal soil types to the intensive agriculture of north-western Europe. In: Barth, E.; L'hermite, P. (Eds.). *Scientific Basis for Soil Protection in the European Community*. Elsevier, London, p. 65-86.

- Ferreira, C. A., Silva, F. P., Silva, M. D. D., Yared, J. A.G., Capitani, L.R. (1990) *Acacia mangium* – Uma nova opção para reflorestamento? In: Congresso Florestal Brasileiro, 6. Campos do Jordão. Anais... Campos do Jordão: SBS. P.564-568.
- Francis, R., Read, D. J. (1984) Direct transfer of carbon between plants connected by VA mycorrhizal mycelium. *Nature*, London, 307: 53-56.
- Franco, A.A. (1984) Fertilização de nitrogênio em árvores e fertilidade do solo. *Pesq. Agropec. Bras.* 19(s/n): 253-261.
- Franco, A.A.; Dobereiner, J. (1988) Fixação biológica de nitrogênio. Curso de Agricultura tropical. Os solos tropicais. Módulo 2. Brasília, ABEAS.
- Franco, A.A. (1991) Revegetação de solos degradados. In: Workshop sobre recuperação de áreas degradadas, Anais, I, UFRRJ – Itaguaí – RJ. p. 133-157.
- Franco, A.A., Dias, L.E.; Faria, S. M. de; Campello, E.F.C. e Silva, E.M.R. da. (1995) Uso de leguminosas florestais noduladas e micorrizadas como agentes de recuperação e manutenção da vida do solo: um modelo tecnológico. In: Estrutura, funcionamento e manejo de ecossistemas Brasileiros. ESTEVES, F.A. ed., p.459-467.
- Franco, A.A., Faria, S.M. (1997) The contribution of N₂-fixing tree legumes to land reclamation and sustainability in the tropics. *Soil Biol. Biochem.* 29(516). 897-903.
- Froufe, L.C.M. (2003) Decomposição de folhas de plantios de eucalipto e pupunha em um fragmento da mata atlântica, no Norte Fluminense. Campos dos Goytacazes - R.J, Universidade Estadual do Norte Fluminense – UENF, 142p. (Tese de Doutorado em Produção Vegetal).
- Gama-Rodrigues, A.C. (1997) Ciclagem de nutrientes por espécies florestais em povoamentos puros e mistos, em solos de tabuleiro da Bahia, Brasil. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 107p. (Tese de Doutorado).
- Garay, I.; Kindel, A.; Carneiro, R.; Franco, A.A.; Barros, E., Abbadie, L. (2003) Comparação da matéria orgânica de de outros atributos do solo entre plantações de *Acacia mangium* E *eucalyptus grandis*. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, Reserva natural da Vale do Rio Doce ES, 27:705-712.
- Gerdemann, J.W.; Nicolson, T.H. (1963) Spores of mycorrhizal *Endogone* species extract from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Of British Mycol. Soc.*, 46:235-246.
- Gianninazzi, S., Dexheimer, J., Gianninazzi-Pearson, V., Marx, C. (1983) Role of the host-arbuscule interface in the VA mycorrhizal symbiosis:

Ultracytological studies of processes involved in phosphate and carbohydrate exchange. *Plant and soil*, 71:211-215.

Gil-Sotres, F.; Trasar-Cepeda, C.; Leirós, M.C.; Seoane, S. (2005) Different approaches to evaluating quality using biochemical properties. *Soil Biol. And Biochem.*, 37:877-887.

Golfari, L.; Caser, R.L.; Moura, V.P.G. (1978). Zoneamento ecológico esquemático para reflorestamento no Brasil,. 2^a aproximação. Belo Horizonte – MG. Centro de Pesquisa Florestal da Região Cerrado. 66p. (PRODEPEF – série técnica, 11).

Golley, F.B. (1975) Ciclagem de minerais em um ecossistema de floresta tropical úmida; tradução de Eurípides Malavolta. São Paulo: EPU. Ed. Da Universidade de São Paulo, 256p.

Gonzalez, M.I.M.; Gallardo, J.F. (1986) El efecto hojarasca: uma revision. *Anales de Edafologia y Agrobiologia*, p.1130-1157.

Graham, J.H.; Leonard, R.T.; Menge, J.A. (1981) Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorous inhibition of vesicular-arbuscular mycorrhiza formation. *Journal of Plant Physiology*, 68:548-552.

Green, V.S.; Stott, D.E. Diack, M. (2005) Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: optimization for soil samples. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 37, p.1-9.

Gressel, N.; Mccoll, J.G. (1997) Phosphorus mineralization and organic matter decomposition: critical review. In: Cadish, G.; Giller, K.E. (ed.). *Driven by Nature: plant litter quality and decomposition*. Walingford, CAB International, p. 297-309

Grisi, B.M. (1995) Biomassa e a atividade de microrganismos do solo: revisão metodológica. *Revista. Nordestina de Biologia*, v. 10, n. 1, p. 1-22.

Grove, T.S.; Thomson, B.D.; alajzuk, N. (1996). Nutritional physiology of eucalypts: uptake, distribution and utilization. In: Attiwill, P.M.; Adams, M.A. (eds.) *Nutrition of Eucalypts*. Australia, pag, 77-108. Ilustrado.

Guimarães, L.G. (1993) Caracterização de fungos micorrízicos em povoamentos de *Eucalyptus* spp. em Aracruz e São Mateus, ES. e Dionísio, Minas Gerais. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 46p. (Tese de mestrado).

Gullbault, G.G.; Kramer, D.N. (1964) Fluorometric determination of lipase, acylase, alpha- and gamma-chymotrypsin and inhibitors of these enzymes. *Analitical. Chemistry*, v.36, p.409-412.

- Guo, L.B.; Sims, R.E.H. (1999b) Litter decomposition and nutrient release via litter decomposition in the New Zealand eucalypt short rotation forests. *Agric. Ecosyst. Environ.*, 75:133-140.
- Habte, M. (1982) Usefulness of the pinnule technique in mycorrhizal research. In: Norris, J.R., Read, D.J. e Varma, A.K., (ed). *Techniques for the study of mycorrhiza*. London, Academic Press. *Methods in Microbiology*, London, 25:323-338.
- Hamel, C. (1996) Prospects and problems pertaining of the management of arbuscular mycorrhizae in agriculture. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 60: 197-210.
- Hamel, C., Furlan, V., Smith, D.L. (1991) N₂-fixation and transfer in a field grown mycorrhizal corn and soybean intercrop. *Plant and Soil*. 133: 177-185.
- Hammel, K.E. (1997) Fungal degradation of lignin. In: Cadish, G., Giller, K.E. (eds.) *Driven by nature: plant litter quality and decomposition*. Walingford, CAB International, p. 33-46.
- Harley, J.L., Harley, E.L. (1987) A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytologist*, 105: 1-112.
- Harley, J.L., Smith, S.E. (1983) *Mycorrhizal Symbiosis*. London, Academic Press, 483p.
- Haystead, A.; Malajczuk, N., Grove, T.S. (1988) Underground transfer of nitrogen between pasture plants infected with VA mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, Sheffield, 108:417-423.
- Invam (2006) Classificação taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares; <http://invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy/classification.htm> em 12.02.2007.
- Izquierdo, I.; Caravaca, F.; Alguacil, M.M.; Roldan, A. (2003) Changes in physical and biological soil quality indicators in a tropical crop system (Havana, Cuba) in response to different agroecological management practices. *Environmental Management*, v. 32, p.639-645.
- Jackson, M.L. (1965). *Soil Chemical Analysis*. New Jersey: Prentice Hall, 489p.
- Janos, D.P. (1980) Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica*. 12: 56-64.
- Jenkinson, D.S.; Ladd, J.M. (1981) Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: Paul, E.A.; Ladd, J.N. (Eds.) *Soil biochemistry*. New York, Marcel Dekker. v. 5, p.415-471.

- Jesus, R.M. (1994) Revegetação: da teoria a prática. Técnicas de implantação. In: Simpósio Sul-Americano, 1 e Simpósio Nacional de Recuperação de Áreas.
- Kennedy, A.C., Papendick, R.I. (1995) Microbial characteristics of soil quality. *J. Soil Water Conserv.*, 50:243-248.
- Kennedy, A. C., Smith, K.L. (1995) Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. *Plant Soil*, 170:75-86.
- Kitayama, K., Aiba, S. (2002) Ecosystem Structure and productivity of tropical rain forests along altitudinal gradients with contrasting soil phosphorus pools on Mount Kinabalu, Borneo. *Journal of Ecology*, 90,37-51.
- Kling, M.; Jacobsen, I. (1998) Arbuscular mycorrhiza in soil quality assessment. *Ambio*, 27:29-34.
- Knoepp, J.D.; Coleman, D.C.; Crossley, Jr.; Clark, J.S. (2000) Biological indices of soil quality: an ecosystem case study of their use. *Forest Ecol. And Management*, 138:357-368.
- Lavelle, P. (1996) Diversity of soil fauna and ecosystem function. *Biology International*, Paris, v. 33, p.3-16.
- Lima, W.P. (1987) O reflorestamento com eucalipto e seus impactos ambientais, São Paulo, Artpress, 114p.
- Lima, W.P. (1996) Impacto Ambiental do Eucalipto. 2ed., São Paulo: EDUSP. 301p.
- Luna-Orea, P.; Waggoner, M.G.; Gumpertz, M.L. (1996) Decomposition and nutrient release dynamics of two tropical legume cover crops. *Agron. J.*, 88:758-764.
- Macdicken, K.G.; Vergara, N.T. (1990) Introduction to agroforestry. In: Macdicken, K.G.; Vergara, N.T. (eds.) *Agroforestry: classification and management*. New York: John Wiley & Sons, p.1-30.
- Malajczuk, N.; Jones, N. e Neely, C. (1993) The importance of mycorrhiza to forest trees. Land Res. Series, The World Bank/Asia Technical Department, 2. 17p.
- Malavolta, E.; Vitti, G. C.; Oliveira, S. A. Avaliação do estado nutricional das plantas. 2ª ed. ver. e atual. Piracicaba, POTAFOS, 1997. 316p.
- Marinari, S.; Mancinelli, R.; Campiglia, E.; Grego, S. (2006) Chemical and biological indicators of soil quality in organic and conventional farming systems in Central Italy. *Ecological Indicators*.

- Marschner, H. (ed) (1995) Mineral Nutrition of Higher plants. London, Academic Press Limited, 889p.
- Marschner, H., Dell, B. (1994) Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil* 159:89-102.
- Martin, J.P. (1950) Use of acid, rose Bengal, and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. *Soil Sci.*, Baltimore, 69:215-232.
- Martins, M.A. (1992a) The role of external mycelial network of VA mycorrhizal fungi. A study of carbon transfer between plants interconnected by a common mycelium. *Mycorrhiza*, 2:69-73.
- Martins, M.A. (1992b) Interactions between plants with especial reference to the role of external mycelium of VA mycorrhizal fungi. The University of Sheffield, England. 171p. (Tese de PhD).
- Martins, M.A. (1993) The role of the external mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi in the carbon transfer process between plants. *Mycol. Res.* 97 (7): 807-810.
- Martins, M.A., Read, D.J. (1996) The role of the external mycelial network of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. II. Study of phosphorus transfer between plants interconnected by a common mycelium. *Revista de Microbiologia*, 27: 100-105.
- Martins, M.A., Cruz, A.F. (1998) The role of the external mycelial network of mycorrhizal fungi. III. A study of nitrogen transfer between plants interconnected by a common mycelium. *Revista de Microbiologia*, 29: 228-233.
- Mendonça, E.S.; Leite, L.F.C.; Ferreira Neto, P.S. (2001) Cultivo de Café em sistema agroflorestal: uma opção para recuperação de solos degradados. *Revista Arvore*, v.25, n.3, p.375-383.
- Monteiro, E.M.S. (1990) Resposta de leguminosas arbóreas à inoculação com rizóbio e fungos micorrízicos em solo ácido. Tese (Doutorado)-Itaguaí, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro-221p.
- Mosse, B. (1975). Specificity in VA mycorrhizas. In: Sanders, F.E.; Mosse, B. ; Tinker, P.B. (eds). *Endomycorrhizas*. London. Academic Press. p.469-484.
- Moreira, F.M.S.; Siqueira, J.O. (2002) Micorrizas. In: UFLA (Ed.) *Microbiologia e bioquímica do solo*. Lavras, p.483-539.
- Ndoye, I.; Tomekpe, K.; Dreyfus, B.; Ommergues, Y.R. (1990). *Sesbania* and *Rhizobium* symbiosis: nodulation and nitrogen fixation. In: MACKLIN, B. e EVANS, D.O.(Eds.) *Perennial Sesbania Species In Agroforestry Systems*. Wamanalo: Nitrogen Fixing Tree Association, p.31-38.

- Newman, E. I. (1988). Mycorrhizal links between plants: Their functioning and ecological significance. *Advances in Ecological Research*. 18:243-270.
- Newman, E.I., Eason, W.R. (1993) Rates of phosphorus transfer within and between ryegrass (*Lolium perene*) plants. *Funct. Ecol.*, Sheffield, 7:242-248.
- Odum, E.P. (1983) *Ecologia*. Rio de Janeiro: Guanabara, 434p.
- Oliveira, A.C. de.; Bertolucci, F. de L.G.; Andrade, H.B. (1990). Avaliação do *Eucalyptus camaldulensis* nas condições edafoclimáticas do nordeste de Minas Gerais. *Anais... 6º Congresso Florestal Brasileiro, Campos do Jordão – SP. V.3. p.474-486.*
- Palm, C.A., Sanchez, P.A. (1991) Nitrogen release from the leaves of some tropical legumes as affected by their lignin and polyphenolic contents. *Soil Biology and Biochemistry*, 23(1):83-88.
- Palm, C.A.; Gachengo, C.N.; Delve, R.J.; Cadisch, G. e Giller, K.E. (2001) Organic inputs for soil fertility management in tropical agroecosystems: application of an organic resource database. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 83:27-42.
- Parrota, J.A. (1992) The role of plantation forest in rehabilitating degraded tropical ecosystems. *Agric. Ecosys. Environ.*, Amsterdam, 41: 115-133.
- Pascual, J.A.; Garcia, C.; Hernandez, T.; Moreno, J.L.; Ros, (2000) M. Soil microbial activity as a biomarker of degradation and remediation process. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 32 p.1877-1883.
- Paulucio, V.O. (2007*) Decomposição da serapilheira foliar, crescimento e teor de nutrientes, em eucalipto e leguminosas, em associação com micorrizas, em plantios puros e consorciados. (Tese de Doutorado) *(trabalho 2 presente na tese).
- Pell, M.; Stenberg, B.; Torstensson, L. (1998) Potencial denitrification and nitrification tests for evaluation of pesticide effects in soil. *Ambio*, 27:24-28.
- Persson, J.; Otabong, E. (1994) Soil fertility and regulating factors. In: *Fertility of cultivating soils*. Swedish Environ. Protection Board. P. 9-69.
- Pralon, A.Z.; Martins, M.A.; Rodrigues, L.A.; Schiavo, J.A.; Freitas, M.S.M. (2000) Produção de mudas de *Acacia auriculiformis*, em estéril de extração de argila, inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares e rizóbio. Resumos da XXIV Reunião Brasileira de Fertilidade do Solo e Nutrição de Plantas. Resumos da VIII Reunião Brasileira Sobre Micorrizas. Resumos do VI Simpósio Brasileiro de Microbiologia do Solo. Resumos da III Reunião Brasileira de Biologia do Solo. Santa Maria, RS: UFSM/SBCS/SBM. p. 6-6.

- Proctor, J. (1987) Nutrient cycling in primary and old secondary rainforests. *Applied Geography*, 7:135-152.
- Read, D.J. (1994) The structure and function of the vegetative mycelium of mycorrhizal roots. In: Jennings, D.H., Rayner, A.D.M. (eds.) *The ecology and physiology of the fungal mycelium*. Cambridge, Cambridge University Press, p.215-240.
- Reddel, P.; Prin, Y. e Theodorou, C. (1992) Growth responses in *Acacia mangium* to inoculation with ectomycorrhizal fungi. In: *The International Symposium of Management of Mycorrhizal in Agriculture, Horticulture and Forestry*, Perth. Anais. Nedlands, Western Australia University. P.166.
- Reinert, D.J. (1998) Recuperação de solos em sistemas agropastoris. In: Dias, L.E.; Mello, J.W. V.(eds.) *Recuperação de áreas degradadas*. Viçosa: UFV, Sobrade, p.163-176.
- Reis, M.G.F., Barros, N.F. (1990) Ciclagem de nutrientes em plantios de eucalipto. In: Barros, N.F., Novais, R.F. (eds.) *Relação Solo- Eucalipto*. Viçosa, UFV. p. 265-302.
- Rezende, C.P.; Cantarutti, R.B.; Braga, J.M.; Gomide, J.A.; Pereira, J.M.; Ferreira, E.; Tarré, R.; Macedo, R.; Alves, B.J.R.; Urquiaga, S.; Cadisch, G.; Giller, K.E.; Boddey, R.M. (1999) Litter deposition and disappearance in *Brachiaria* pastures in the Atlantic Forest region of south of Bahia, Brazil. *Nitr. Cycling Agroec.*, 54:99-112.
- Ritz, K., Newman, E.I. (1985) Evidence for rapid cycling of phosphorus from dying roots to living plants. *Oikos*, Copenhagen, 45:174-180.
- Rodrigues, L.A. (2001) Crescimento e absorção de nutrientes por plantas de *Eucalyptus grandis* e leguminosas em resposta à inoculação com fungos micorrízicos arbusculares e rizóbio. Campos dos Goytacazes, RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense - UENF, 101p. Tese de Doutorado em Produção Vegetal).
- Rodrigues, L.A., Martins, M.A.; Salomão, M.S.M.B. (2003) Uso de Micorrizas e Rizóbio em Cultivo Consorciado de Eucalipto e Sesbânia. I. Crescimento, absorção e Transferência de Nitrogênio entre Plantas. *Rev. Brasileira de Ciência do Solo*, 27:583-591.
- Roswall, T. (1979) Nitrogen losses from terrestrial ecosystems: global, regional and local considerations. In: *International Meet. Global Impacts of Applied Microbiology* Bangkok, 5. p 17-26.
- Samôr, O.J.M. (1999). Estudo do comportamento de mudas de espécies arbóreas, produzidas em diferentes recipientes e substratos, destinadas à recuperação de áreas degradadas pela extração de argila. Universidade estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes – RJ, 82 p. (Tese de Mestrado em Produção Vegetal).

- Sandhu, J.; Sinha, M.; Ambasht, R.S. (1990) Nitrogen release from decomposition litter of *Leucaena leucocephala* in the dry tropics. *Soil Biol. Biochem.*, 22(6):859-863.
- Santos, D.R.; Moreira, F.M., Siqueira, J.O. (1998) Fósforo, fungos micorrízicos arbusculares e rizóbio no crescimento, nodulação e fixação biológica de nitrogênio em *Sesbania virgata* e *S. rostrata*. In: XXIII Reunião Brasileira de Fertilidade do Solo e Nutrição de Plantas, VII Reunião Brasileira sobre Micorrizas, V Simpósio Brasileiro de Microbiologia do Solo, II Reunião Brasileira de Biologia do Solo, Caxambu, MG. *Anais...* 204p.
- Schiavo, J.A. (2005). Revegetação de áreas degradadas pela extração de argila, com espécies micorrizadas de *Acácia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*. Universidade estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes – RJ, 109p. (Tese de Doutorado).
- Schlesinger, W.H. (1991) Biogeochemistry an analysis global change. San Diego: Academic Press. 433p.
- Schlöter, M.; Dilly, O., Munch, J.C. (2003) Indicators for evaluating soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 98:255-262.
- Schwab, S.M.; Menge, J.A.; Leonard, R.T. (1983) Quantitative and qualitative effects of phosphorous on extracts and exudates of sudangrass roots in relation to Vesicular-Arbuscular mycorrhiza formation. *Journal of Plant Physiology*, 3:761-765.
- Scolforo, J.R.S.; Mello, J.M. (1997). Inventário florestal. Lavras: UFLA/FAEPE. 341p.
- Seasted, T.R.; Crossley, D.A. (1984) The influence of arthropods on ecosystems. *BioScience*, Tokyo, v.34, p.157-161.
- Shnürer, J.; Rosswall, T. (1982) Florescein diacetate hydrolyses as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 43, p.1256-1261.
- Sicardi, M.; Garcia-Prechac, F.; Frioni, L. (2004) Soil microbial indicators sensitive to land use conversion from pastures to commercial *Eucalyptus grandis* (Hill ex Maiden) plantations in Uruguay. *Applied Soil Ecology*, v. 27 p.125-133.
- Silva, J.E.; Resck, D.V.S. (1997) Matéria orgânica do solo. In: Vargas, M.A.T., Hungria, M. *Biologia dos solos dos cerrados*. Planaltina, EMBRAPA-CPAC, p. 467-524.
- Singh, J.S.; Gupta, S.R. (1977). Plant decomposition and soil respiration in terrestrial ecosystems. *The Botanical Review*, 43(4):449-515.

- Siqueira, J.O. (1994) Micorrizas Arbusculares. In: Araujo, R.S; Hungria, M. (eds.) *Microrganismos de importância agrícola*. EMBRAPA:p.151-194.
- Siqueira, J.O.; Moreira, F.M.S.; Grisi, B.M.; Hungria, M; Araujo, R.S (1994) *Microrganismos e processos biológicos do solo: perspectiva ambiental*. EMBRAPA, Brasília: 142 p.
- Siqueira, J.O.; Saggin-Junior, O. J. (1995) The importance of mycorrhizae association in natural in low fertility. In: Machado, A.T.; Magnavaca, R.; Pandey, S; Silva, A.F. (eds). *Poc. Int. Symposium on Environmental Stress: maize in perspective. Anais...* Sete Lagoas: EMBRAPA, p.240-280.
- Siqueira, J.O.; Franco, A.A. (1988) *Biotecnologia do solo: Fundamentos e perspectivas*. Brasília, MEC-ESAL-FAEPE-ABEAS, 236p.
- Smith, S.S.E. (1980) Mycorrhizas of autotrophic higher plants. *Biol. Rev.* 55: 475-510.
- Souza, F.A., Silva, E.M.R. (1996) Micorrizas arbusculares na revegetação de áreas degradadas. In: Siqueira, J.O (ed.) *Avanços em fundamentos e aplicação de micorrizas*. Lavras: UFLA / DCS, p.255-290.
- Sposito, G.; Zabel, A. (2003) The assessment of soil quality. *Geoderma*, Amsterdam, v.114, n. 3/4, p. 143-144.
- Stenberg, B. (1999) Monitoring soil quality of arable land: microbiological indicators. *Soil Plant Sci.*, 49:1-24.
- Stenstrom, J. Stenberg, B. Johansson, M. (1998) Kinetics of substrate-induced respiration (SIR): theory. *Ambio*, 27:35-39.
- Stevenson, F.J. (1994) *Húmus chemistry: gênese, composição, reações*. 2ª ed. New York: Wiley, 496p.
- Stuczynski, T.I.; MacCarty, G.W.; Siebielec, G. (2003) Response of soil microbiological activities to cadmium, lead and zinc salt amendments. *J. Environ. Qual.* 32:1346-1355.
- Swift, M.J., Heal, O.W., Anderson, J.M. (1979) *Decomposition in Terrestrial Ecosystems*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 372p.
- Swisher, R.; Carrol, C.G. (1980) Fluorescein diacetate hydrolysis as an estimator of microbial biomass on coniferous needle surface. *Microbial Ecology*, v. 6, p.217-226.
- Szott, L.T.; Fernandes, E.C.M.; Sanches, P.A. (1991) Soil plant interactions in agroforestry systems. *For. Ecol., Manage.* 45: 127-152.
- Thaiz, L.; Zeiger, E. (2004) *Fisiologia Vegetal*, 3 ed. Porto Alegre: Artmed, 720p.

- Taylor, J.P.; Wilson, B.; Mills, M.S.; Burns, R.G. (2002) Comparison of microbial numbers and enzymatic activities in surface soils and subsoils using various techniques. *Soil Biology and Biochemistry*, v. 34, p.387-401.
- Tian, G.; tang, B.C.; Brussaard, L. (1992) Biological effects of plant residues with contrasting chemical compositions under tropical conditions-decomposition and nutrient release. *Soil Biol. Biochem.*, 24(10):1051-1060.
- Torstensson, L. (1993) Soil biological variables in environmental hazard assessment: guidelines. Swedish Environ. Protection Agency. 166p.
- Tsai, S.M.; Baraibar, A.V.L.; Romani, V.L.M. (1992) Efeito de fatores do solo. In: Cardoso, E.J.B.N.; Tsai, S.M.; Neves, M.C.P. (Coords.). Microbiologia do solo. Campinas: *Sociedade Brasileira de Ciência do Solo*, p.59-73.
- Turner, B.L.; Hopkins, D.W.; Haygarth, P.M.; Ostle, N. (2002) Beta-glucosidase activity in pasture soils. *Applied Soil Ecology*, v. 20, p.157-162.
- Valarini, P.J.; Frighetto, R.T.S. (2000) Indicadores Biológicos e Bioquímicos da Qualidade do Solo: manual técnico. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 198p.
- Vance, N.C.; Entry, J.A. (2000) Soil properties important to the restoration of a Shasta red fir barrens in the Siskiyou Mountains. *Forest Ecology and Management*, v. 138, p.427-434.
- Van Kessel, C.; Singleton, P.W., Hoben, H. (1985) Enhanced N-transfer from a soybean to maize by VA mycorrhizal fungi. *Plant Physiol.*, Bethesda, 79: 562-563.
- Van Soest, P.; Wine, R. H. (1968) Development of a comprehensive system of feed analysis and its applications to forages. *J. Assoc. Official Agr. Chem.*, Madison, 51: 780-785.
- Van Veen, J.A.; Merokx, R.; Geijn, S.C. van de. (1989) Plant and soil related controls of the flow of carbon from rotos through the soil microbial biomass. *Plant and Soil*, 115:179-188.
- Vargas, L. K.; Scholles, D. (1998) Nitrogênio da Biomassa Microbiana, em Solo sob Diferentes Sistemas de Manejo, Estimado por Métodos de Fumigação. *Revista Brasileira de Ciência do solo*, Viçosa, 22: 411-417.
- Veasey, E.A.; Schammas, E.A.; Vencovsky, R.; Martins, P.S.; Bandel, G. (1999). Morphological and agronomical characterization and estimates of genetic parameters of *Sesbania Scop.* (Leguminosae) accessions. *Genet. Mol. Biol.*, v.22, n.1, p.81-93.

- Velasco, F.P.; Lozano, J.M.C. (1979) Câmbios sinecológicos de la microflora telúrica asociados las repoblaciones florestales con espécies exóticas. *Anales Edaf. Agrobiol.*, Madrid, 38:871-879.
- Vezzani, F.M., Tedesco, M.J., Barros, N.F. (2001) Alteração dos nutrientes no solo e nas plantas em consórcio de eucalipto e acácia negra. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, Viçosa-MG, v. 25, p. 225-231.
- Wardle, D.A. (1992) A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in the soil. *Biol. Rev.*, 67:321-358.
- Wardle, D.A.; Lavelle, P. (1997) Linkages between soil biota, plant litter quality and decomposition. Cádiz, G.; Giller, K.E. (ed.). *Driven by Nature: plant litter quality and decomposition*. Wallingford, CAB Internacional, p.107-124.
- Wilcox, E.H. Mycorrhizae. (1991) In: Weisel et al., (eds.) *Plant roots*. Marcel Dekker, Inc. New York. p. 731-766.
- Witter, E.; Kanal, A. (1998) Characteristics of the soil microbial biomass in soils from a long-term field experiment with different level of C-input. *Applied Soil Ecology*, v.10, p.37-49.
- Zambolim, L.; Barros, N.F.; Costa, L.M. (1982). Influência de micorriza do tipo vesicular-arbuscular no crescimento e absorção de nutrientes por mudas de *Eucalyptus* spp. *Rev. Árvore*. 6. p. 64-73.
- Zambolim, L. (1990). Fungos micorrízicos de eucalipto. In: Barros, N.F.; Novais, R.F. *Relação solo-eucalipto*. Viçosa. MG. p. 303-322.

This document was created with Win2PDF available at <http://www.win2pdf.com>.
The unregistered version of Win2PDF is for evaluation or non-commercial use only.
This page will not be added after purchasing Win2PDF.