

ISABELLA DE SOUZA GOMES CAMPELO

**COMUNIDADES MICROBIANAS E QUALIDADE DO SOLO EM  
POVOAMENTOS DE EUCALIPTO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Microbiologia Agrícola, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2008

**Ficha catalográfica preparada pela Seção de Catalogação e  
Classificação da Biblioteca Central da UFV**

T

C193c  
2008

Campelo, Isabella de Souza Gomes, 1973-  
Comunidades microbianas e qualidade do solo em  
povoamentos de eucalipto / Isabella de Souza Gomes  
Campelo. – Viçosa, MG, 2008.  
*xii, 131f: il. (algumas col.) ; 29cm.*

Inclui apêndice.

Orientador: Arnaldo Chaer Borges.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

*Referências bibliográficas: f. [87]-[100].*

I. Microorganismos do solo. 2. Diversidade microbiana.  
3. Indicadores biológicos. 4. Solo - Uso. 5. Eletroforese  
de gel. 6. Eucalipto. I. Universidade Federal de Viçosa.  
II. Título.

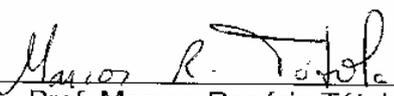
CDD 22.ed. 631.46

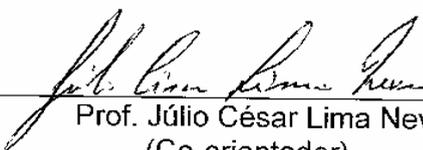
ISABELLA DE SOUZA GOMES CAMPELO

**COMUNIDADES MICROBIANAS E QUALIDADE DO SOLO EM  
POVOAMENTOS DE EUCALIPTO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Microbiologia Agrícola, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

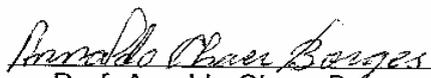
APROVADA: 14 de agosto de 2008.

  
Prof. Marcos Rogério Tótola  
(Co-orientador)

  
Prof. Júlio César Lima Neves  
(Co-orientador)

  
Prof. Nairam Félix de Barros

  
Dr. Gualter Guenther Costa da Silva

  
Prof. Arnaldo Chaer Borges  
(Orientador)

Ao meu querido avô,  
**Arlindo de Souza Gomes**  
*(in memoriam)*.

Aos meus amorosos pais, Aloysio e Elisabeth.  
À minha querida filha, Ayla, amor da minha vida.  
Aos meus amigos, guardados no lado esquerdo do peito.

## AGRADECIMENTOS

Ao Pai, por tudo, sempre.

À Viçosa e à UFV, pelo que vivi, cresci e aprendi.

Ao Departamento de Microbiologia, pela oportunidade de realização do curso, pela minha formação, e pelo suporte necessário à realização da tese.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de doutorado concedida.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelo apoio financeiro.

À Celulose Nipo-Brasileira S.A. (CENIBRA), representada pelo Dr. Fernando Palha Leite e pelo Dr. Gualter Guenther Costa da Silva, pelo apoio.

Ao Eng<sup>o</sup> Florestal José Luís Teixeira, do Nutree, e ao Técnico Florestal da CENIBRA S.A. Gilson Gaudereto, pelo apoio nos trabalhos de campo e convívio divertido.

Ao Prof. Arnaldo Chaer Borges, com quem nesses seis anos de convivência muito aprendi em todos os aspectos da vida. Meu apreço é enorme.

Ao Prof. Marcos Rogério Tótola, por deixar as portas do LBBMA sempre abertas para mim, pelos conselhos e pela amizade.

Ao Prof. Júlio César Lima Neves, amigo querido, cujo apoio foi fundamental para que eu chegasse até aqui. Mais uma vez, grata por todos os ensinamentos, os quais vão muito além da vida acadêmica.

Ao Prof. Maurício Dutra Costa, pelos conselhos, pelas palavras e pela amizade.

Ao Prof. e amigo Galvão, pela presença e pelo convívio agradável.

À Prof<sup>a</sup> Célia Alencar de Moraes, pelas contribuições e pela amizade.

Ao Prof. Nairam Félix de Barros, pelos ensinamentos, pela amizade e oportunidade de continuar trabalhando com o que gosto.

Aos demais professores do DMB, pelo convívio aprazível e pela contribuição em minha formação acadêmica.

À Nilcéia, Laura e Rejane, pela amizade e pelo auxílio inestimável.

Ao Danilo, Evandro, Toninho, Paulo e Zé Reinaldo, pela amizade, pelo auxílio e convívio descontraído e amistoso no dia-a-dia da “bancada”, e aos demais funcionários do DMB.

À Cássia, pelo auxílio na condução das análises microbiológicas, pela amizade e pelo carinho com minha família.

Ao Maurício Pontes, meu amigo, pelo auxílio no LEM e convívio amistoso em todos os momentos.

À Daniela, minha estagiária, pelo auxílio e carinho.

Aos amigos do LEM: Raul, Paulo, Helson, Alexander, Júlio, Tiago Leite, Bruno, Ana Cristina e Thiago, pelo convívio agradável.

Ao Victor, pela amizade e pelo auxílio com as análises de imagem.

Aos demais amigos do Departamento de Microbiologia.

À Aline Jaime Leal, grande amiga que encontrei e muito me auxiliou com seu estímulo, sua presença, seu carinho, suas conversas e risadas e pelas trocas culinárias.

Ao Humberto, pela amizade e apoio nos momentos difíceis.

À Verônica Maria Zélia, pela amizade, pelos cuidados e carinho.

Ao Milerson, pelo carinho com que trata a minha filha e a todas nós.

Aos meus amigos, sempre próximos do meu coração.

Ao meu pai, pela amizade, pelo apoio e pelas conversas nos momentos difíceis.

À minha mãe, minha melhor amiga, próxima de mim em todos os sentidos.

À Ayla, minha querida filha, amiga e companheira de batalhas, presença essencial em minha vida.

## **BIOGRAFIA**

ISABELLA DE SOUZA GOMES CAMPELO, filha de Aloysio de Rezende Campelo e Elisabeth Dale de Souza Gomes, nasceu no Rio de Janeiro - RJ, no dia 26 de janeiro de 1973.

Em 2002, graduou-se Engenheira-Agrônoma pela Universidade Federal de Viçosa – UFV. Nesta mesma universidade realizou o curso de Mestrado (2002 a 2004) em Microbiologia Agrícola. Em agosto de 2004 iniciou o curso de Doutorado em Microbiologia Agrícola na mesma Instituição, submetendo-se à defesa de tese em 14 de agosto de 2008.

## SUMÁRIO

	<b>Página</b>
RESUMO.....	ix
ABSTRACT.....	xi
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	4
2.1 Eucalipto.....	4
2.2 Sustentabilidade .....	6
2.3 Qualidade do solo .....	7
2.4 Diversidade microbiana .....	13
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	22
3.1. Regiões de estudo e caracterização das áreas amostradas .....	22
3.2 Amostragem e coleta de solo .....	26
3.3 Análises químicas.....	28
3.4 Análises físicas .....	29
3.5 Análises microbiológicas.....	29
3.5.1 Carbono da biomassa microbiana (CBM).....	29
3.5.2 Quociente microbiano (qMIC) .....	34
3.5.3 Respiração basal .....	39
3.5.4 Quociente metabólico (qCO <sub>2</sub> ) .....	39
3.5.5 Atividade enzimática.....	39
3.5.5.1 Fosfomonoesterase ácida.....	39

	<b>Página</b>
3.5.5.2 Fosfomonoesterase alcalina .....	40
3.5.5.3 $\beta$ -glicosidase .....	40
3.5.6 Nitrogênio da Biomassa Microbiana (NBM) .....	41
3.5.7 Nitrogênio mineralizável.....	41
3.5.8 Nitrificação potencial .....	42
3.5.9 Análise da diversidade genética.....	43
3.5.9.1 Extração de DNA total do solo .....	43
3.5.9.2 PCR .....	43
3.5.9.3 Microrganismos marcadores do DGGE .....	44
3.5.9.4 DGGE – Eletroforese em gel com gradiente desnaturante ..	47
3.5.9.5 Processamento das Imagens dos géis de DGGE .....	48
3.5.9.6 Análises de agrupamento .....	48
3.5.10 Análises estatísticas.....	49
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	50
4.1 Indicadores microbiológicos de qualidade de solo .....	50
4.2 Comunidades microbianas do solo .....	68
5. CONCLUSÕES.....	86
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	87
APÊNDICE.....	101

## RESUMO

CAMPELO, Isabella de Souza Gomes, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, agosto de 2008. **Comunidades microbianas e qualidade do solo em povoamentos de eucalipto**. Orientador: Arnaldo Chaer Borges. Co-orientadores: Marcos Rogério Tótola e Júlio César Lima Neves.

Este trabalho teve como objetivo geral avaliar conjuntos de indicadores físicos, químicos e microbiológicos e analisar a diversidade e estrutura das comunidades microbianas do solo de modo a inferir sobre a Qualidade do Solo. Alterações na estrutura e função das comunidades microbianas e da qualidade do solo, decorrentes do uso do solo com a cultura do eucalipto no Brasil ainda são pouco conhecidos. Com objetivo de analisar essas alterações, o trabalho foi realizado na região do Vale do Rio Doce – MG, abrangendo quatro locais climáticos distintos e diferentes classes de solo, Latossolo e Cambissolo, com amostragem em duas épocas, na estação seca e na de chuvas. Foram selecionadas áreas de povoamentos de eucalipto a partir do terceiro ciclo de cultivo, e de matas nativas em Virginópolis, Belo Oriente (Rio Doce), Cocais e Santa Bárbara. Nessas áreas, o conjunto de indicadores microbiológicos e bioquímicos a ser utilizado para a determinação de índices de qualidade do solo deve ser constituído por um número mínimo de indicadores, a saber: o carbono da biomassa microbiana, o quociente microbiano, a taxa de respiração basal, a atividade de fosfatase ácida, o nitrogênio mineralizável e o nitrogênio da biomassa microbiana. Os indicadores microbiológicos e bioquímicos

mostraram-se sensíveis para detectar diferenças quanto às classes de solo. Na avaliação do efeito do uso da terra dentro de cada combinação de classe de solo e de cada região, a frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) do uso da terra, considerando a classe de solo Latossolo, foi maior para o carbono da biomassa microbiana (75 %) e a atividade da fosfatase ácida (75 %) e, em Cambissolo foi maior para o nitrogênio mineralizável (75 %) e o nitrogênio da biomassa microbiana (50 %). Na estação de chuvas essa frequência foi maior para a taxa de respiração basal, nitrogênio mineralizável e atividade da fosfatase ácida, todos com 50 %, enquanto na estação seca carbono da biomassa microbiana, nitrogênio mineralizável e o quociente microbiano foram os mais sensíveis para detectar a ocorrência de mudanças. A frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) correspondeu a 75 % com estes indicadores. A constatação de variação sazonal nos valores dos indicadores microbiológicos demonstra a necessidade da realização de campanhas de amostragem durante os períodos característicos das estações do ano, para melhor definição do conjunto de indicadores microbiológicos a ser utilizado para avaliação da qualidade do solo. A Eletroforese em Gel com Gradiente Desnaturante (DGGE) com o uso de iniciadores grupo-específico para Firmicutes mostrou-se com maior sensibilidade para detectar diferenças causadas pelo efeito do uso da terra, com aumento da diversidade em solos sob eucalipto. Também foi sensível para detectar diferenças sutis nas classes de solo Latossolo e Cambissolo, com menor diversidade para solos da classe Cambissolo. A DGGE com o uso de grupos de iniciadores específicos para  $\gamma$ -Proteobacteria, leveduras e fungos mostrou-se sensível para detectar diferenças quanto ao uso da terra e classe de solo. O uso de iniciadores grupo-específico aumentou a sensibilidade da técnica de DGGE para avaliar o efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto.

## ABSTRACT

CAMPELO, Isabella de Souza Gomes, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, August, 2008. **Microbial communities and soil quality in eucalypt populations.** Adviser: Arnaldo Chaer Borges. Co-advisers: Marcos Rogério Tótoia and Júlio César Lima Neves.

This study aimed to evaluate sets of physical, chemical and microbiological indicators and to analyze the diversity and structure of soil microbial communities in order to assess soil quality. Changes in structure and function of microbial communities and soil quality, resulting from cultivation of eucalyptus in Brazil are still largely unknown. In order to analyze these changes in the region of Vale do Rio Doce - MG, samplings covered four different local climatic conditions and soil of different classes, Oxisol and Cambisol, with sampling in two seasons, the dry season and the rainy season. Areas were selected from stands of eucalyptus in the third cycle of cultivation, and also natives forests in Virginópolis, Belo Oriente (Rio Doce), Cocais and Santa Barbara. In these areas, microbiological and biochemical indicators to be used for the determination of soil quality index should consist of a minimum number of indicators, namely the microbial biomass carbon, the microbial quotient, the rate of basal respiration, the acid phosphatase activity, the mineralizable nitrogen and the microbial biomass nitrogen. The microbiological and biochemical indicators were demonstrated to be sensitive to detect differences among soil classes. In assessing the effect of land use within each combination

of soil classes, in each region, the frequency of significant effects ( $p < 0.10$ ) of land use, considering the class of soil Oxisol, was higher for the microbial biomass carbon (75 %) and activity of acid phosphatase (75 %), and Cambisol was higher for mineralizable nitrogen (75 %) and microbial biomass nitrogen (50 %). In the rainy season this frequency was higher for the rate of basal respiration, mineralizable nitrogen and the acid phosphatase activity, all with 50 %, while in the dry season microbial biomass carbon, mineralizable nitrogen and microbial quotient were more sensitive to detect the occurrence of changes the frequency of significant effects ( $p < 0.10$ ) corresponded to 75 % with these indicators. Seasonal variation in the values of microbiological indicators demonstrate the need for sampling campaigns during the seasons characteristic periods to better define the range of microbiological indicators to be used to assess soil quality. The denaturing gradient gel electrophoresis using Firmicutes specific primers enabled the detection of differences effected by land use, with increased diversity in soil under eucalyptus. It was also sensitive to detect subtle differences in the classes of soil Oxisol and Cambisol, with less diversity assessed in Cambisol. The use of denaturing gradient gel electrophoresis with group-specific primers for  $\gamma$ -Proteobacteria, yeast and fungi proved to be sensitive to detect differences in the use of land and kind of soil. The use of group-specific primers increased the sensitivity of the technique of DGGE to assess the effect of land use with the culture of eucalyptus.

## 1. INTRODUÇÃO

A cultura do eucalipto tem grande importância econômica, social e ambiental para o Brasil. A cadeia produtiva do eucalipto gera divisas e milhares de empregos diretos e indiretos. Além das plantações florestais diminuírem a pressão de uso da madeira de florestas nativas, elas contribuem para a conservação de seus recursos naturais e de sua biodiversidade.

O histórico de corte e declínio de florestas naturais em várias regiões do planeta ao longo dos últimos oito mil anos, o aumento da população mundial, somados as necessidades das sociedades atuais contribuem para a grande demanda de madeira, que passará dos atuais 145 para 220 milhões de  $\text{m}^3 \text{ano}^{-1}$  em 2020.

Estes fatores aliados as regiões tropicais existentes no Brasil, que permitem o crescimento do eucalipto em ciclos de 7 anos, bem mais curtos que os de regiões temperadas, possibilitam que o país seja um dos principais fornecedores de madeira em futuro próximo. Essa perspectiva contribui para o crescente aumento da área cultivada com eucalipto. Avanços na área de melhoramento genético e o ajuste fino do manejo silvicultural e nutricional permitem, atualmente, ganhos em produtividade de até  $60 \text{m}^3 \text{ha}^{-1} \text{ano}^{-1}$ .

Os solos tropicais são altamente intemperizados, pobres em nutrientes e ácidos. Nessa condição, a maior parte dos nutrientes encontra-se retida na biomassa vegetal, na serapilheira e na biomassa microbiana. Grandes áreas de floresta nativa e grandes extensões de pastagens precederam à cultura do

eucalipto no país. Com o desmatamento e queima da vegetação nativa, grandes perdas de nutrientes foram acarretadas e a maior parte das pastagens já estava em elevado grau de degradação. Ou seja, processos degradadores contínuos no solo, apesar do elevado potencial produtivo expressado pelo eucalipto, alteram negativamente a qualidade do solo e constituem uma ameaça para a sustentabilidade do sistema.

A certificação das florestas plantadas pelo *Forest Stewardship Council* (FSC) dá acesso a mercados mais amplos e aumento dos consumidores pela melhoria de imagem e credibilidade internacional, credibilidade esta alcançada e mantida pela responsabilidade ambiental das empresas. Em última análise, movida pela preocupação ambiental de consumidores individuais.

A pressão conjunta dos consumidores individuais mobiliza órgãos de formulação e execução de políticas públicas, ONGs e empresas do setor florestal para manutenção da sustentabilidade da produção de florestas plantadas, efeitos das práticas silviculturais na qualidade do solo e na sustentabilidade das funções do ecossistema florestal.

Os esforços para traduzir a qualidade do solo como um índice quantitativo já resultou no desenvolvimento do software denominado SIMOQS – Sistema de Monitoramento da Qualidade do Solo. Esse programa está sendo atualizado para incluir bancos de dados sobre a diversidade microbiana, genética e funcional, e integrar dados que propiciem também o cálculo do Índice de Degradação para possibilitar o dimensionamento do Índice de Sustentabilidade do Solo, como atualmente proposta pela Comissão Européia para orientar políticas estratégicas de proteção do solo.

Os conhecimentos gerados mediante estudos dos modernos inventários do solo, juntos com bancos de dados sobre o eucalipto nos diversos ambientes no Brasil e as modernas ferramentas da tecnologia da informação, representam o novo horizonte a ser trabalhado de modo a contemplar a sustentabilidade. Nesse sentido, torna-se de fundamental importância o conhecimento mais aprofundado das populações e sua dinâmica nas comunidades microbianas do solo, bem como, dos indicadores microbiológicos e suas relações com fatores ambientais de modo a tornar os índices de qualidade do solo mais consistentes e com maior capacidade preditiva.

As alterações na estrutura e função das comunidades microbianas do solo e da qualidade do solo decorrentes do uso da terra com a cultura do eucalipto ainda não são de todo conhecidas. Este trabalho teve como objetivo avaliar um conjunto de indicadores físicos, químicos e microbiológicos e analisar a diversidade e estrutura das comunidades microbianas do solo de modo a inferir sobre o efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto, abrangendo diferentes regiões climáticas e classes de solo, nas estações seca e chuvosa.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1 Eucalipto**

As florestas plantadas ocupam aproximadamente 5,6 milhões de hectares, dos quais 3,4 milhões são plantados com eucalipto (SBS, 2007). Essa cultura tem grande importância econômica, uma vez que o país detém a liderança mundial da produção e exportação de celulose de fibra curta derivada de eucalipto (Bracelpa, 2007; SBS, 2007).

O setor de base florestal deteve em 2005 o correspondente a 3,5% do total do PIB brasileiro, movimentando US\$ 27,8 bilhões (SBS, 2007). Os tributos recolhidos foram da ordem de US\$ 4,2 bilhões sendo a cadeia produtiva responsável pela geração de 2,5 milhões de empregos diretos e 4 milhões indiretos (SBS, 2007). Em 2007, o Brasil atingiu o 6º lugar na produção mundial de celulose (SBS, 2008).

No Brasil, os programas de melhoramento genético e de clonagem de eucalipto, juntamente com os de aprimoramento em técnicas de manejo silvicultural e nutricional, resultaram em materiais genéticos que expressam um elevado potencial produtivo em ciclos de produção curtos, aproximadamente 7 anos (URURAHY, 2004; BRACELPA, 2007). A crescente demanda mundial de produtos florestais certificados como originários de florestas plantadas despertou o setor para o fato de que as florestas existentes no país até 2004 eram insuficientes para atender a capacidade de processamento das indústrias,

razão pela qual cunharam a expressão “apagão florestal” (URURAHY, 2004). As projeções indicavam que o país deveria ampliar a base florestal existente de modo sustentável, para suprir a demanda interna e externa de madeira tanto em área plantada como em aumento de produtividade (URURAHY, 2004; VILLELA FILHO, 2004). O incremento projetado para a demanda de madeira, que passará dos atuais 145 para 220 milhões de  $\text{m}^3 \text{ano}^{-1}$  em 2020, com vistas a suprir matéria-prima para os segmentos de papel e celulose, siderurgia e carvão vegetal, produtos de madeira sólida, painéis reconstituídos e produção de móveis, dentre outros, reflete o aumento da área cultivada (LEITE, 2005).

As florestas plantadas de eucalipto ocupam a maior parte da área reflorestada no Brasil (SBS, 2007), contribuindo para diminuir a pressão de uso da madeira de florestas nativas. A matéria orgânica do solo (MOS) de florestas plantadas, assim como de culturas perenes, pode ser mais conservada mediante o emprego de técnicas como a não queima e remoção de resíduos culturais e a prática do cultivo mínimo (GATTO, 2000). O cultivo do eucalipto em áreas anteriormente ocupadas com pastagens degradadas pode favorecer o aumento do seqüestro de carbono (LIMA *et al.*, 2006), sendo a taxa de seqüestro de C no solo pelo cultivo do eucalipto de  $0,42 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$  para Virginópolis e  $0,29 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$  para Belo Oriente, ambos situados na região do Vale do Rio Doce-MG (LIMA *et al.*, 2008). Após três décadas do uso da terra com a cultura do eucalipto nesses mesmos locais foi verificada a recuperação nos estoques de carbono orgânico total (LIMA *et al.*, 2008).

Dada à importância econômica, social e ambiental da cultura do eucalipto, torna-se natural a especial preocupação dos órgãos de formulação e execução da política ambiental, juntamente com as organizações de certificação ambiental com os impactos da referida cultura sobre o solo e água, e sobre o ambiente. No que concerne às empresas do setor florestal há, na atualidade, especial atenção para com a sustentabilidade da produção de florestas plantadas. Também a sociedade tem demonstrado crescente interesse quanto aos efeitos das práticas silviculturais na qualidade do solo e na sustentabilidade das funções do ecossistema florestal, além da produtividade da cultura (SCHOENHOLTZ *et al.*, 2000).

## 2.2 Sustentabilidade

Uma floresta sustentável é conceituada como aquela que é manejada de forma a contemplar as necessidades humanas presente e futuras, integrando o cultivo e a colheita para obtenção de produtos e energia, conservando a qualidade do solo, da água, do ar, do habitat da fauna silvestre e da pesca, e da estética do ambiente (BURGER; KELTING, 1998; BURGER; KELTING, 1999).

A sustentabilidade da produção em um ecossistema florestal de regiões tropicais é muito influenciada por dois dos fatores que limitam o crescimento de eucalipto, água e nutrientes (BARROS; COMERFORD, 2002). Essa argumentação corrobora a visão de que as árvores não devem ser estudadas separadamente, deve-se levar em consideração o meio no qual estão inseridas, onde não só o meio físico, mas também organismos autotróficos e heterotróficos influenciam a reserva e o fluxo dos recursos usados por elas para atingir determinada produtividade (LARSEN, 1995). O manejo florestal deve estar baseado numa visão holística do ecossistema, uma vez que o solo é o alicerce do sistema e é intensamente afetado pelas práticas silviculturais (SCHOENHOLTZ *et al.*, 2000).

O sistema de avaliação da sustentabilidade florestal deve antecipar os efeitos negativos que possam impactar irreversivelmente o ambiente. Esse entendimento mais completo dos elementos que constituem o sistema solo melhora a capacidade preditiva dos efeitos das práticas de manejo sobre a produção florestal e manutenção da qualidade do solo (SCHOENHOLTZ *et al.*, 2000; BARROS; COMERFORD, 2002). Neste contexto, considerando um enfoque quantitativo ao invés de uma visão qualitativa, destaca-se a importância do uso de modelos mecanísticos (Passioura, 1996), isto é, baseados em processos físicos e biológicos, também denominados modelos baseados em processos. O uso da modelagem para avaliar os efeitos de fatores e recursos do ambiente físico sobre a produtividade em florestas de eucalipto é um método moderno de predição do potencial produtivo do povoamento que, ao incorporar a avaliação da qualidade do solo, subsidia a aplicação de técnicas de manejo mais adequadas ao crescimento da planta e a manutenção da sustentabilidade do sistema (TÓTOLA; CHAER, 2002; NEVES, 2004). Os

bancos de dados atualmente existentes em empresas de silvicultura, universidades e institutos de pesquisa no Brasil, concorrem para viabilizar estudo de aprimoramento e consolidação continuada do uso de modelos mecanísticos (NEVES, 2004).

A sustentabilidade dos recursos do solo depende de três fatores como as características do mesmo, condições ambientais relativas (clima, hidrologia, fisiografia) e uso do solo, que interagem de forma dinâmica em sistemas baseados em princípios (TÓTH *et al.*, 2007).

### **2.3 Qualidade do solo**

O conceito da qualidade do solo vem se desenvolvendo ao longo do tempo e pode ser mais restrito, como por exemplo, quando se refere à capacidade do solo para produção de biomassa, ou mais amplo, quando compreende as inúmeras funções de interesse desempenhadas por ele ou, ainda, representar um indicador de sustentabilidade (SCHOENHOLTZ *et al.*, 2000). Atualmente, a qualidade do solo tem sido conceituada como: “capacidade de um solo funcionar, dentro dos limites do ecossistema, como sustentador da produtividade biológica, mantenedor da qualidade ambiental, e promotor da saúde vegetal e animal” (DORAN; PARKIN, 1994). Nesse conceito pode ser incorporado ainda, a segurança alimentar e a saúde humana (KENNEDY; PAPENDICK, 1995).

Os impactos ambientais gerados quanto à sustentabilidade do sistema podem ser avaliados por meio da modelagem matemática, juntamente com modelos de qualidade de solo. Os primeiros modelos foram desenvolvidos para determinar índices de produtividade do solo, como o modelo proposto em 1933 por Storie, citado por Burger; Kelting (1999) e por Schoenholtz *et al.* (2000). Outros autores, com base nesses modelos, propuseram modelos mais gerais, englobando atributos do solo, os denominados índices de produtividade (TÓTOLA; CHAER, 2002). Os modelos atuais derivaram de modelos desenvolvidos para a determinação de índices de produtividade, como o modelo de Kiriny *et al.* (1983), citados por Burger; Kelting (1999) e o modelo de qualidade de solos florestais de Burger; Kelting (1998). Esse último é uma combinação dos modelos de Gale *et al.* (1991) e Karlen; Stott (1994). Os

modelos mais recentes são, em geral, aditivos, e guardam certa similaridade com os anteriores (CHAER, 2001).

O modelo de qualidade de solo aditivo, proposto por Karlen; Stott (1994), foi utilizado por Chaer (2001) para avaliar os efeitos de diferentes manejos florestais sobre o crescimento do eucalipto e utilização de áreas de vegetação nativa de mata secundária adjacente aos povoamentos de eucalipto como referência em áreas do estado de São Paulo. O mesmo modelo foi utilizado com sucesso para avaliar o efeito do uso da terra e manejo do eucalipto na região do Vale do Rio Doce – MG (SANTOS, 2004). Menezes (2005) também utilizou um modelo de qualidade de solo aditivo em áreas de povoamentos de eucalipto do Leste de Minas Gerais. A autora verificou que para um mesmo material genético, cultivado em condições similares de manejo e clima, a produtividade florestal está relacionada à qualidade do solo. Nesse trabalho, somente os atributos químicos e físicos foram parametrizados para o modelo de qualidade utilizado, razão pela qual a hipótese de que a inclusão de indicadores microbiológicos no modelo deva contribuir para aumentar a capacidade preditiva do mesmo não pode ser descartada, quando aplicado às mesmas áreas avaliadas.

Para avaliar a qualidade do solo há necessidade de se definir as funções do solo pertinentes a cada atributo, isto é, aos componentes físicos, químicos e biológicos, que interagem entre si de forma dinâmica (DORAN; PARKIN, 1994). Os autores Larson; Pierce (1994) consideraram como funções do solo as de promover o crescimento das raízes; receber, armazenar e suprir água; armazenar, suprir e ciclar nutrientes; promover as trocas gasosas; promover a atividade biológica. Posteriormente, além dessas funções, a capacidade de manter a homeostase foi acrescida e considerada por Chaer (2001). Atualmente, a Estratégia Temática para Proteção do Solo proposta pela Comissão Européia EC. 2006 COM 2006/231 2006, citada por Tóth *et al.*, (2007) identifica outras funções a serem consideradas, a saber: produção de biomassa, armazenamento, filtração e transformação dos nutrientes e água; reservatório de biodiversidade; plataforma para atividades antrópicas; provisão de matérias-primas; reservatório de carbono; herança geológica e arqueológica (BLUM, 2005).

As funções do solo são mensuradas mediante seleção e uso de indicadores específicos. Um indicador pode ser uma variável mensurável, um processo, ou um índice composto de diversas variáveis (BURGER; KELTING, 1999), e que inclui, portanto, a determinação de várias características do solo. Alguns desses modelos consideram, em essência, que o solo possua funções que representam características gerais ou específicas do solo, as quais podem ser agrupadas com diferentes propósitos e escalas, a exemplo de: atividades relacionadas à agricultura, à silvicultura e ao meio ambiente, entre outros (TÓTH *et al.*, 2007). Esses autores reafirmam que os indicadores são determinados pelas características intrínsecas do solo, fatores ambientais externos (biologia, clima, fisiografia, hidrologia) e também fatores antropogênicos como o uso e o manejo do solo.

A importância da inclusão dos indicadores microbiológicos no conjunto de indicadores selecionados para a avaliação da qualidade do solo está demonstrada pelo fato de serem responsivos a quaisquer alterações impostas ao solo, naturais ou antrópicas (TÓTOLA; CHAER, 2002; BENDING *et al.*, 2004; SANTOS, 2004; CHAER; TÓTOLA, 2007). Os microrganismos encontram-se intimamente relacionados a processos-chave que envolvem transferência de nutrientes no sistema solo-planta e são vitais para a produtividade e sustentabilidade florestal (KENNEDY; PAPENDICK, 1995; TÓTOLA; CHAER, 2002). Com a utilização do Índice de Qualidade do Solo (IQS) foi possível demonstrar a maior sensibilidade dos indicadores microbiológicos em comparação com os indicadores físicos e químicos, em face das alterações provocadas pelos diferentes manejos do eucalipto adotados na região do Vale do Rio Doce – MG (SANTOS, 2004) e em Botucatu – SP (CHAER; TÓTOLA, 2007).

Os indicadores microbiológicos mais apropriados para uso na avaliação da qualidade do solo incluem os referentes a carbono orgânico (CO); carbono e nitrogênio da biomassa microbiana (CBM e NBM); biomassa total de bactérias e fungos; mineralização potencial do nitrogênio; respiração do solo; atividade enzimática de desidrogenases, de fosfatases e de arilsulfatases; bem como a relação carbono da biomassa/carbono orgânico total, denominada de quociente microbiano (qMIC), e a relação respiração/biomassa, denominada, quociente metabólico (qCO<sub>2</sub>) (KENNEDY; PAPENDICK; 1995). Esses autores indicaram também as seguintes análises referentes à comunidade microbiana: análises

com ácidos nucléicos (DGGE – eletroforese em gel com gradiente desnaturante e TGGE – eletroforese em gel com gradiente térmico); análises do perfil de lipídeos (FAME/MIDI); utilização de substratos pelos microrganismos, a denominada diversidade catabólica. A análise por DGGE para avaliação da diversidade bacteriana mostra que ela é apropriada para detectar diferenças causadas por diferentes usos da terra e pelos diversos manejos da cultura do eucalipto na região do Vale do Rio Doce-MG (CAMPELO, 2004).

A utilização do conjunto de indicadores microbiológicos, químicos e bioquímicos na avaliação da qualidade do solo, deve ser avaliada sob o ponto de vista da necessidade de realização das análises, uma vez que existe redundância dos valores obtidos para alguns desses indicadores, como mostrado pelo alto coeficiente de correlação entre os mesmos (CHAER, 2001). Assim, no trabalho desse autor o indicador desidrogenase apresentou alto coeficiente de correlação com outras enzimas, a  $\beta$ -glicosidase e a fosfatase ácida. Da mesma forma, nesse solo em que o valor de pH era baixo, o NBM apresentou coeficiente de correlação significativo com CBM ( $r = 0,86$ ;  $p < 0,05$ ) e a fosfatase alcalina se correlacionou significativamente com a fosfatase ácida ( $r = 0,89$ ;  $p < 0,05$ ). A utilização de indicador que requeira análise complexa e com uso de reagentes tóxicos, como o metanol em análise de desidrogenase (TABATABAI, 1994), deve ser excluído. Em síntese, as inter-relações do indicador em dado ambiente e o grau de redundância entre indicadores microbiológicos devem ser considerados para a seleção de um número mínimo de indicadores a serem incluídos ou “minimum data set (MDS)” (WIENHOLD *et al.*, 2004; ARAÚJO *et al.*, 2007; CHAER; TÓTOLA, 2007).

No que se refere aos indicadores cabe ressaltar a importância da sazonalidade para os processos biológicos no ecossistema. O efeito dela em solos sob diferentes coberturas, eucalipto, mata nativa e pastagem, em diferentes posições topográficas na região do Vale do Rio Doce-MG, avaliados pela mensuração dos indicadores químicos, físicos e microbiológicos, em duas campanhas de amostragem, realizadas nas estações chuvosa e seca, pode ser discriminada quando se integra os indicadores no IQS (SANTOS, 2004). Nessas mesmas áreas, a avaliação da diversidade bacteriana mediante a técnica de DGGE, índices de diversidade e análise por componentes principais (ACP) diferencia os efeitos de tratamentos localizados na baixada daqueles

situados na encosta, incluindo as diferenças entre as estações seca e chuvosa (CAMPELO, 2004). Em solos sob florestas naturais da região Mediterrânea a ACP mostrou que o primeiro componente principal (CP) respondeu por 49,1 % da variabilidade, sendo ele quase que exclusivamente determinado pela precipitação (coeficiente do score 0,99), o fator que melhor explicou a variabilidade entre os fatores ambientais considerados (ZORNOZA *et al.*, 2006).

A despeito da conclusão de alguns autores de que indicadores microbiológicos como o CBM (SMIT *et al.*, 2001) e a respiração basal (GRAYSTON *et al.*, 2001) mostram baixa variabilidade temporal quando comparados às mudanças significativas na estrutura das comunidades microbianas, entende-se que a biomassa e a atividade microbiana variam muito mais do que qualquer indicador químico ou físico (CAMPELO, 2004).

A produtividade florestal está relacionada à qualidade do solo, sendo a classe de solo e a fisiografia indicadoras da produtividade do eucalipto Menezes (2005). Em áreas de povoamentos de eucalipto no Vale do Paraíba-SP as características físicas e químicas avaliadas apresentaram dependência espacial, com exceção do boro (B) e da matéria orgânica (MO), sendo a estrutura, a textura, e a fisiografia mais importantes na determinação do potencial produtivo do que as características químicas (ORTIZ, 2003).

Os esforços de desenvolvimento de planilha eletrônica para traduzir a qualidade do solo como um índice quantitativo já resultou no desenvolvimento, por pesquisadores da UFV, do software denominado SIMOQS – Sistema de Monitoramento da Qualidade do Solo. Esse programa está sendo atualizado para incluir bancos de dados sobre a diversidade microbiana, genética e funcional, e integrar dados que propiciem também o cálculo do Índice de Degradação para possibilitar o dimensionamento do Índice de Sustentabilidade do Solo (Figura 1), como atualmente sugerido na Estratégia Temática para Proteção do Solo proposta pela Comissão Européia EC. 2006. COM 2006/231 2006 para orientar políticas estratégicas de proteção do solo (TÓTH *et al.*, 2007). Os conhecimentos gerados mediante estudos dos modernos inventários do solo, juntos com os derivados dos robustos e consistentes bancos de dados sobre o eucalipto nos diversos ambientes no Brasil e as modernas ferramentas da tecnologia da informação, representam o novo horizonte a ser trabalhado de modo a contemplar a sustentabilidade.

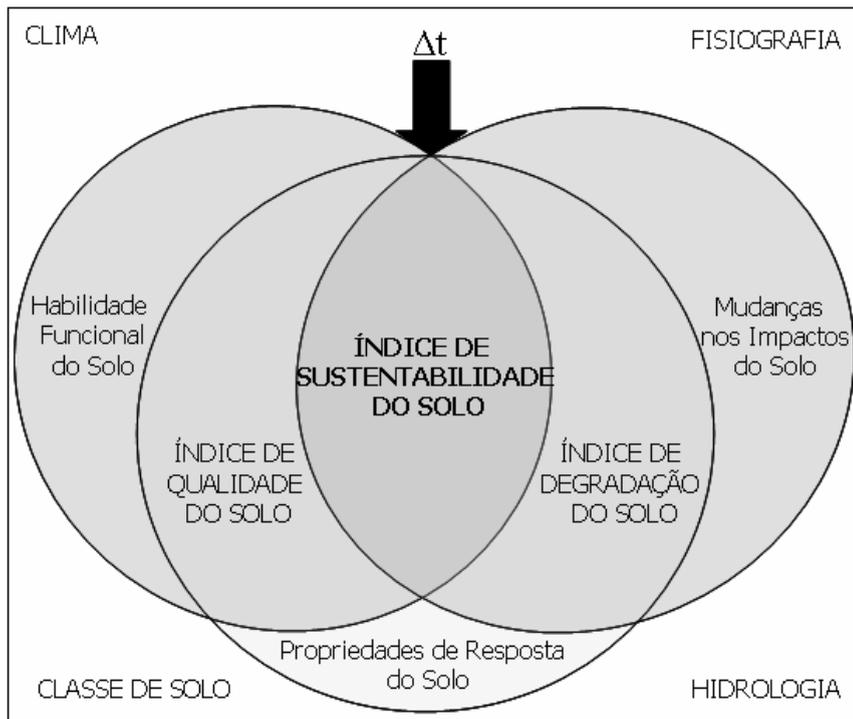


Figura 1 – A sustentabilidade do solo (avaliada pelo Índice de Sustentabilidade do Solo) reflete as interações das funções do solo, os impactos que nele ocorrem, as propriedades de resposta do solo, todos atrelados ao tempo (Fonte: adaptado de TÓTH *et al.*, 2007).

A integração desses três Índices pode ser realizada quando se considera as seguintes definições:

$IQS = HFS$  (Habilidade Funcional do Solo) X  $PRS$  (Propriedades de Resposta do Solo)

$$HFS = (F_{i,n} \times E_{Fi,n})/n$$

em que

$F_{i,n}$  são as funções consideradas de  $i$  até  $n$ ;

$E$  é a eficiência (nível) de como as funções de  $i$  até  $n$  são desempenhadas individualmente; e

$n$  é o número de funções incluídas na avaliação.

$$PRS = S f_{i,n} (SCS),$$

em que  $f$  é uma função (não linear) que descreve a resposta (em direção e magnitude) a um impacto, determinada pelo  $SCS$ , que representa as características do solo.

$$IDS = PRS \times ID_{i,n},$$

em que  $ID_{i,n}$  é o impacto de degradação, fatores de degradação externos (manejo do solo, mudança climática, etc.) de  $i$  até  $n$ . O ID pode ser de ocorrência eventual, intermitente ou contínua, representando o estresse causado no solo.

A exposição do solo ao ID durante um determinado período de tempo resulta no estresse cumulativo do solo. Este, por sua vez pode ser descrito pelo Efeito Cumulativo de Degradação, que representa a extensão do IDS associado a um  $\Delta t$ .

$$ECD (\text{Efeito Cumulativo de Degradação}) = IDS \times \Delta t$$

em que  $\Delta t$  é o período de tempo de observação

O ISS é um indicador da habilidade funcional do solo e dos perigos de degradação relacionados, ambos em um determinado horizonte de tempo.

$$ISS = SQI \times (100 - ECD)$$

em que o numeral 100 é definido arbitrariamente, em uma escala proposta de 0 a 100 pontos.

O aprimoramento destes índices e modelos é de fundamental importância para melhor definição do uso da terra, seleção de práticas adequadas de manejo e deliberação de políticas de proteção do solo (WIENHOLD *et al.*, 2004; TÓTH *et al.*, 2007).

## 2.4 Diversidade microbiana

A diversidade microbiana do solo começou a ser revelada, de fato, com o uso de métodos de biologia molecular a partir do uso da análise da taxa de reassociação do DNA em amostras de solo (TORSWIK *et al.*, 1990). Esse método propiciou a descoberta de uma diversidade muito maior, cerca de 4.000 genomas diferentes, do que era possível com as tradicionais técnicas de cultivo. Também a técnica da eletroforese em gel com gradiente desnaturante (DGGE), inicialmente empregada na medicina (FISCHER; LERMAN, 1983),

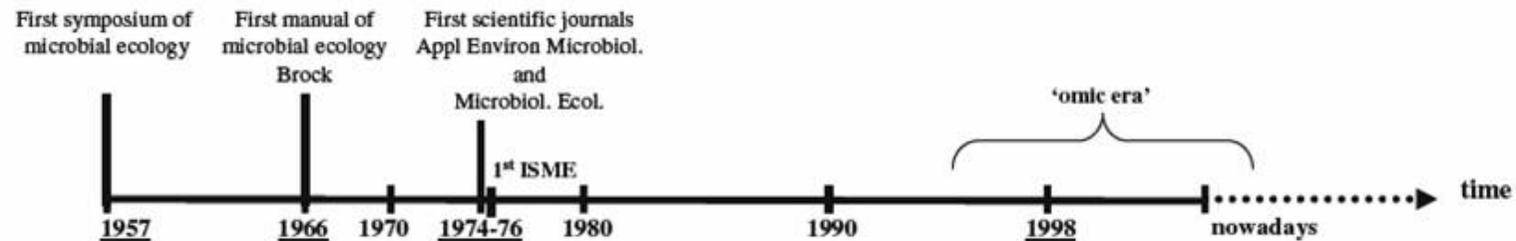
possibilitou a análise de populações microbianas complexas, como as do solo, em estudos de ecologia microbiana (MUYZER *et al.*, 1993).

Trabalhos posteriores, empregando diferentes técnicas moleculares confirmaram a alta diversidade microbiana existente no solo (BORNEMAN *et al.*, 1996; KUSKE *et al.*, 1997; NÜSSLEIN; TIEDJE, 1998; 1999), inclusive em solo da Amazônia, onde diferenças significativas foram encontradas nas populações do solo sob floresta clímax e solo sob pastagem adjacente (BORNEMAN; TRIPLETT, 1997). A Figura 2 apresenta a evolução da ecologia microbiana e um panorama das técnicas disponíveis em ordem cronológica (MARON *et al.*, 2007).

A classificação dos procariotos do solo tem utilizado também a abordagem polifásica para ordenamento dos níveis hierárquicos mais baixos, como o de espécie (VANDAMME *et al.*, 1996). Embora o conceito de espécie seja ainda controverso, pode ser propriamente adotado como “um agrupamento monofilético e genomicamente coerente de organismos individuais que apresentam alto grau de similaridade geral em várias características independentes, e são diagnosticados por uma propriedade fenotípica discriminativa” (ROSSELLÓ-MORA; AMANN, 2001).

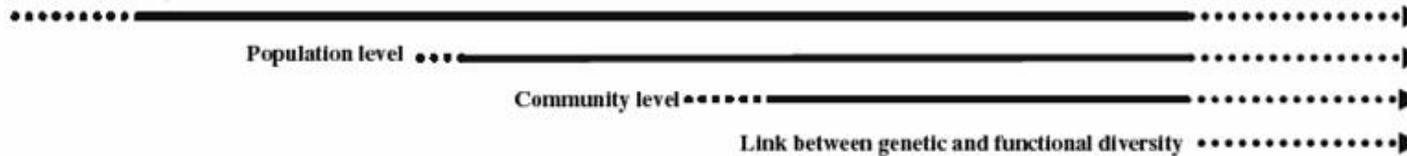
Para eucariotos existem, no mínimo, 22 conceitos diferentes para a espécie (ROSSELLÓ-MORA; AMANN, 2001), existindo concordância entre taxonomistas de que o conceito biológico de espécie (CBE), consolidado por Ernst Mayr (MAYR, 2005), é de difícil aplicação para fungos (ROSSELLÓ-MORA; AMANN, 2001). Esses autores consideram os conceitos, evolucionário e filogenético, como os mais aceitos, a espécie como “grupos monofiléticos, produtos da seleção natural e descendência”.

São conhecidas, aproximadamente, 74.000 espécies de fungos em um universo estimado de 1.500.000 (HAWKSWORTH, 2001). De acordo com a classificação filogenética de 2007, os fungos estão incluídos em 7 filos, a saber: Ascomycota, Basidiomycota, Zygomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota, Blastocladiomycota, Neocallimastigomycota e Microsporidia (HIBBETT *et al.*, 2007).



**Integration level of studies in microbial ecology**

Individual level  
(monoxenic culture)



**Methodological developments**

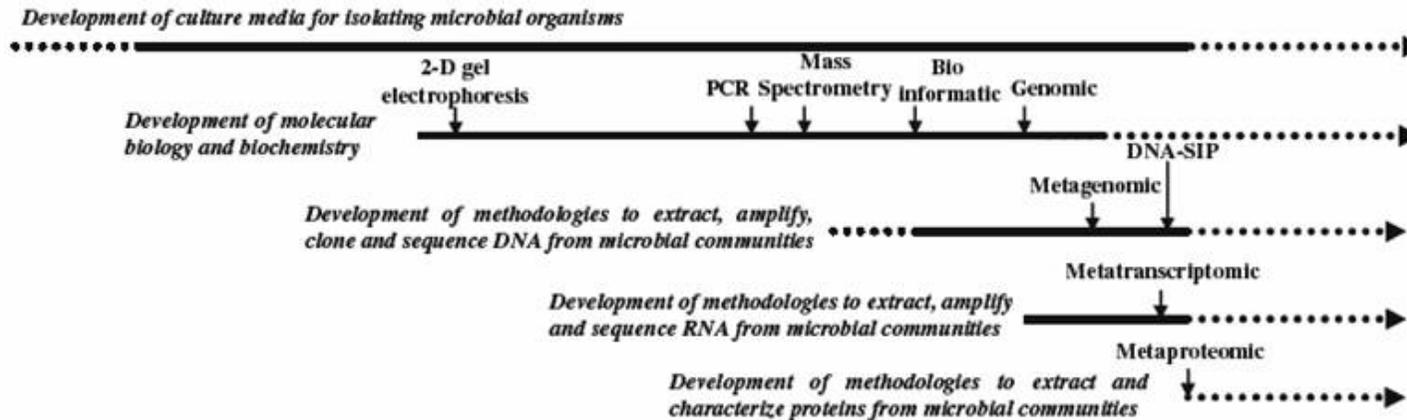


Figura 2 – Histórico e evolução passo-a-passo da ecologia microbiana (Fonte: Maron *et al.*, 2007).

Os domínios Bacteria e Archaea estão subdivididos em 26 filios, dos quais dois em Archaea e 24 em Bacteria (GARRITY *et al.*, 2004) (Quadro 1).

Quadro 1 – Filios pertencentes aos domínios Archaea e Bactéria

Domínio	Filo	
Archaea	1 - Crenarchaeota	2 - Euryarchaeota
	3 - Aquificae	15 - Firmicutes
Bactéria	4 - Thermotogae	16 - Actinobacteria
	5 - Thermodesulfobacteria	17 - Planctomycetes
	6 - Deinococcus-Thermus	18 - Chlamydiae
	7 - Chrysiogenetes	19 - Spirochaetes
	8 - Chloroflexi	20 - Fibrobacteres
	9 - Thermomicrobia	21 - Acidobacteria
	10 - Nitrospira	22 - Bacteroidetes
	11 - Deferribacteres	23 - Fusobacteria
	12 - Cyanobacteria	24 - Verrucomicrobia
	13 - Chlorobi	25 - Dictyoglomi
	14 - Proteobacteria	26 – Gemmatimonadetes

A quantidade global de células procarióticas é estimada em 4 a 6 x 10<sup>30</sup> e a biomassa contém 350 a 550 x 10<sup>9</sup> t de C, 85 a 130 x 10<sup>9</sup> t de N e 9 a 14 x 10<sup>9</sup> t de P (WHITMAN *et al.*, 1998). O teor de C nos procariotos é equivalente a 60 a 100 % do carbono total estimado para os vegetais. As quantidades de N e P superam as dos demais organismos e constituem assim os maiores reservatórios desses elementos em organismos vivos. Os referidos autores mostram que os principais habitats dos procariotos são as águas dos oceanos (1,2 x 10<sup>29</sup> células), o solo (2,6 x 10<sup>29</sup> células), a subsuperfície marinha abaixo de 10 cm (3,5 x 10<sup>30</sup> células), e a subsuperfície terrestre, abaixo de 8 m de profundidade (0,25 a 2,5 x 10<sup>30</sup> células), ou seja, o principal habitat dos procariotos é a subsuperfície. Estudos sugerem que a biomassa da subsuperfície é suportada pela matéria orgânica proveniente da superfície (WELLSBURY *et al.*, 1997) embora, processos litoautotróficos possam complementar o aporte de energia desses ecossistemas. Contudo, o solo é o maior reservatório de carbono orgânico do planeta e sua microbiota essencial para transformação da matéria orgânica e liberação de nutrientes às cadeias tróficas (SYLVIA *et al.*, 2005).

A diversidade microbiana do solo estimada aumenta à medida que novos inventários são realizados empregando-se métodos com diferentes

resoluções. Foi observada uma diversidade equivalente a de 6.000 – 10.000 genomas de *E. coli* em solos orgânicos não perturbados, e de 350 – 1.500 genomas em solos agrícolas ou contaminados com metais pesados pela análise da taxa de reassociação do DNA da comunidade microbiana (TORSVIK; OVREAS, 2002). Com o uso de estimadores baseados em curvas de abundância de espécies Log-normal a diversidade bacteriana do solo situou-se entre 6.400 a 38.000 espécies por grama de solo (CURTIS *et al.*, 2002), contudo, com o refinamento da análise da cinética de reassociação do DNA a estimativa da diversidade foi de 830.000 espécies por grama de solo (GANS *et al.*, 2005). Os autores assinalam que em solo com baixa contaminação por metais pesados a diversidade foi reduzida para 6.400 espécies, e para 790 espécies em solo altamente contaminado, uma redução de mais de 99,9% da diversidade e que, afeta principalmente os membros de taxa raros (GANS *et al.*, 2005). À época, os autores consideraram como inviável a avaliação acurada da diversidade bacteriana do solo com o uso do instrumental disponível, por metodologia de amplificação e sequenciamento do gene rRNA 16S, uma vez que a distribuição de abundância de espécies Log-normal (método paramétrico), demanda a amostragem de aproximadamente 80% das espécies presentes na comunidade. Ou seja, em uma comunidade com 10.000 espécies são requeridas  $10^6$  seqüências do gene rRNA 16S para cobrir 80% da diversidade existente (GANS *et al.*, 2005).

O obstáculo da suficiência amostral já se encontra superado pelo uso do pirosequenciamento genômico, adaptado ao sequenciamento unidirecional de fragmentos do rDNA 16S (ROESCH *et al.*, 2007), que permite o sequenciamento de mais de 20 milhões de bases em 4,5 horas e com precisão de mais de 99%, eliminando as etapas de clonagem e seleção de clones. Assim, foram obtidas de 26.140 a 53.533 seqüências do gene rDNA 16S de amostras de solo, compreendendo quatro países e incluindo solos agrícolas do sul do Brasil.

Outros autores têm feito estimativas da diversidade bacteriana utilizando métodos estatísticos paramétricos de resultados baseados na amplificação, clonagem e seqüenciamento do gene rRNA 16S (SCHLOSS; HANDELSMAN, 2006), que estimaram a diversidade em um grama de solo entre 2.000 a 5.000 unidades taxonômicas operacionais (UTOs). Essa

estimativa resultou de duas bibliotecas genômicas de solos do Alasca e de Minnesota-EUA contendo 1.033 a 600 clones do gene rRNA 16S, respectivamente.

Extrapolações da diversidade derivadas de bibliotecas genômicas com baixo número de seqüências podem comprometer a confiabilidade destas estimativas, o que não ocorreu com o uso de pirosequenciamento, o qual tornou possível a obtenção de mais de 25.000 seqüências de fragmentos do gene rRNA 16S de cada um dos quatro solos estudados (ROESCH *et al.*, 2007). Há concordância de que o número de espécies encontrado em uma amostra, ou o número de organismos discriminados em um dado nível filogenético é fortemente influenciado pelo número de seqüências analisadas (SCHLOSS; HANDELSMAN, 2006; ROESCH *et al.*, 2007). Para 10.000 das seqüências analisadas foram obtidas menos de 2.000 UTOs, enquanto foram observadas mais de 5.000 UTOs, com a análise de 53.632 seqüências, o que levou os autores à conclusão de que o número de UTOs é diretamente proporcional ao aumento do número de seqüências analisadas (ROESCH *et al.*, 2007).

Os estimadores de diversidade, paramétrico (rarefação) e não paramétricos (ACE e Chao1) para se obter o número máximo de seqüências únicas, utilizando-se o maior nível de resolução e dissimilaridade igual a 0%, não excederam a 52.000 UTOs em todos os solos amostrados (Roesch et al, 2007), número menor do que o máximo proposto anteriormente (Gans et al, 2005). O número de seqüências obtidas com o pirosequenciamento permitiu uma estimativa mais apurada da diversidade taxonômica de procariotos presentes nos solos amostrados (ROESCH *et al.*, 2007).

Em floresta temperada, o número de bactérias cultiváveis encontradas nas folhas representa apenas uma fração do número de bactérias encontradas no solo sob a floresta. Estudos mostram que o número de procariotos em folhas é variável, entretanto, assumindo um índice de área foliar (IAF) de 10 (típico de várias florestas), o número máximo de procariotos estimado é em torno de  $10^{11}$  UFC (m<sup>2</sup>)<sup>-1</sup> (WHITMAN *et al.*, 1998). Recentemente, mediante a análise de seqüências do rDNA 16S de filosferas de três espécies da Mata Atlântica do Brasil foram descobertas de 95 a 671 espécies bacterianas, sendo que 97% correspondiam a espécies não descritas (LAMBALIS *et al.*, 2006).

Segundo as extrapolações desses autores, considerando o total de espécies de plantas da Mata Atlântica, seria admissível a presença de 2 a 13 milhões de espécies bacterianas, mais do que o encontrado no solo.

O número de procariotos em solos florestais é muito menor do que o encontrado em outros solos (WHITMAN *et al.*, 1998). O perfil proteômico de proteínas extracelulares isoladas da matéria orgânica dissolvida, em diferentes ambientes, mostrou que a proporção de proteínas de origem bacteriana variou de 78% em água de lago a menos de 50% na solução do solo sob floresta (SCHULZE *et al.*, 2004).

No Brasil, solos agrícolas com cultivo intensivo de tomate, feijão e milho; e solo sob floresta nativa, na região de Guairá-SP, foram analisados pelo sequenciamento do gene rRNA 16S de duas bibliotecas de clones, nas quais os filos Actinobacteria, Bacteroidetes, Firmicutes, Proteobacteria e Verrucomicrobia estavam presentes (PEREIRA *et al.*, 2006). O maior número de filos encontrados no solo sob floresta implica em maior diversidade bacteriana do que a encontrada nos solos cultivados (PEREIRA *et al.*, 2006).

A diversidade bacteriana de solo sob floresta boreal canadense é maior em nível de filo quando comparado aos solos agrícolas, que apresentam alta riqueza de espécies, porém baixa diversidade de filos (ROESCH *et al.*, 2007). Nesse trabalho, no solo sob floresta a diversidade de Archaea é muito mais baixa, com apenas 0,009% do total de seqüências desse domínio, do que a encontrada nos solos agrícolas, um dos quais foi coletado de cultivo com milho no sul do Brasil. O filo predominante do solo florestal de Ontário, Canadá e solos agrícolas do Rio Grande do Sul, Brasil; Flórida, EUA; e Illinois, EUA, foi Proteobacteria, com mais de 40% do total de seqüências bacterianas. A classe dominante no Brasil foi de  $\gamma$ -Proteobacteria e nas regiões dos EUA foi  $\beta$ -Proteobacteria. O segundo filo mais abundante em todos os solos foi Bacteroidetes e os outros filos predominantes foram Acidobacteria, Actinobacteria e Firmicutes (ROESCH *et al.*, 2007).

O solo sob povoamento de eucalipto amostrado, na região do Vale do Rio Doce-MG nas estações da seca e na chuvosa, apresentou as variáveis Riqueza (R), Índice de Diversidade (H') e Equitabilidade (E) em níveis menores do que a mata e pastagem, consideradas em conjunto, e a análise da diversidade na estação seca indicou a existência do efeito da sazonalidade

sobre a diversidade genética da comunidade bacteriana ali presente (CAMPELO, 2004). Solo sob eucalipto no estado de São Paulo apresentou maior diversidade bacteriana do que o solo da área de floresta nativa adjacente (SILVEIRA *et al.*, 2006). Nesse trabalho Acidobacteria, seguido de Proteobacteria, Verrucomicrobia e Actinobacteria foram os filos predominantes na área de eucalipto e, no solo sob floresta Acidobacteria, Proteobacteria e Bacteroidetes.

Mudança significativa na composição das comunidades microbianas do solo tem sido detectada com a técnica de DGGE. Na Holanda, mostraram a presença de populações bacterianas dominantes e estáveis ao longo do ano e de populações menos abundantes, representadas pelas bandas de baixa intensidade, mais sensíveis às flutuações sazonais (SMIT *et al.*, 2001). Além disso, os autores estabeleceram relações entre diferentes filos e classes, representadas por grupos mais abundantes de microrganismos e o “status” nutricional do solo. Inferiram que em solo com alta disponibilidade de nutrientes orgânicos facilmente decomponíveis, relação C:N mais baixa, ocorre a concentração de seqüências de rDNA 16S das classes  $\alpha$ - e  $\gamma$ -Proteobacteria, indicativo de seleção positiva de estrategistas-r. Em condições oligotróficas, ou com elevada concentração de substratos recalcitrantes, ocorre um aumento proporcional de seqüências do filo Acidobacteria, indicativo de seleção de estrategistas-k.

Além da sazonalidade, outros fatores devem ser considerados como o tipo de solo e seu histórico de uso na avaliação dos efeitos dos manejos do eucalipto sobre a diversidade genética das populações microbianas do solo (CAMPELO, 2004). Com a técnica de DGGE foi possível determinar a estrutura das comunidades bacterianas de 16 tipos de solo em diferentes regiões, mostrando que solos com características similares congregam comunidades bacterianas também similares, uma indicação de que o tipo de solo é decisivo na organização das comunidades microbianas (GELSOMINO *et al.*, 1999). O tipo de solo foi o determinante primário das diferenças encontradas nas comunidades bacterianas de solos agricultáveis na Inglaterra (GIRVAN *et al.*, 2003). Solos de seis florestas naturais da Áustria apresentaram comunidades bacterianas distintas filogeneticamente, notadamente devido às diferenças nas características químicas do solo, cobertura vegetal, bem como as diferentes taxas de reciclagem de nutrientes de cada tipo de floresta (HACKL *et al.*, 2004).

Em seis diferentes campos agricultáveis da Austrália, o tipo de solo foi o determinante, em comparação com as práticas agrícolas, para a estrutura das comunidades bacterianas e fúngicas e funções catabólicas (WAKELIN *et al.*, 2008). Com análise multivariada, foi possível identificar o pH como principal propriedade físico-química do solo seletiva do habitat, estando associada com a variação da diversidade microbiana e os perfis de utilização de substratos orgânicos. A estrutura das comunidades bacterianas do solo apresentou alta correlação ( $r = 0,722$ ;  $p < 0,001$ ) com o pH, assim como a capacidade do solo de catabolizar diferentes C-substratos ( $r = 0,604$ ;  $p < 0,001$ ) e a estrutura das comunidades fúngicas ( $r = 0,323$ ;  $p < 0,006$ ) com pH e porcentagem de areia (WAKELIN *et al.*, 2008). Em solos sob povoamentos de eucalipto, na região do Vale do Rio Doce-MG, nas estações seca e chuvosa, o pH apresentou coeficiente de correlação linear simples significativo com a variável Riqueza de espécies (R) das comunidades bacterianas existentes (CAMPELO, 2004). No final da estação ( $r = -0,6491$   $p < 0,05$ ) chuvosa, no final da estação ( $r = -0,7781$ ;  $p < 0,01$ ) seca, no auge da segunda estação chuvosa ( $r = -0,5243$ ;  $p < 0,1$ ) e considerando as três estações ( $r = -0,6268$ ;  $p < 0,001$ ) amostradas (CAMPELO, 2004).

Todos estes fatores devem ser detalhadamente estudados, bem como o tipo de análise dos dados brutos, de modo que a diversidade microbiana do solo passe de um estilo qualitativo para um caráter quantitativo, que possa ser integrado ao IQS contribuindo assim para aprimorar os modelos de Qualidade do Solo, que permitam avaliar a sustentabilidade de ecossistemas manejados.

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1 Regiões de estudo e caracterização das áreas amostradas**

O estudo foi realizado em áreas da Celulose Nipo-Brasileira S.A. – CENIBRA, na região Centro-Leste de Minas Gerais, Brasil, representativas de quatro regiões edafoclimáticas distintas cultivadas com eucalipto: Virginópolis, Belo Oriente (Rio Doce), Cocais e Santa Bárbara (Figura 3). Em cada uma delas, o solo da mata nativa de cada região também foi amostrado. Em cada área a amostragem foi feita em 8 perfis modais, totalizando 32 perfis modais, os quais originaram 48 amostras, uma vez que nas regiões de Virginópolis e Belo Oriente as amostras são representativas de duas profundidades, de 0 a 10 e de 0 a 20 cm (Quadros 2 e 3).

Nas quatro regiões predominam solos altamente intemperizados com relevo movimentado, de ondulado a forte ondulado. As duas classes de solo mais representativas são Cambissolo e Latossolo.

A vegetação natural dessas áreas era de floresta estacional semidecidual e foi substituída inicialmente pela cultura do café, seguida de pastagens (OLIVEIRA; LEITE, 2000). Posteriormente, áreas de floresta nativa e extensas áreas de pastagens, a maioria delas degradadas, foram ocupadas com a cultura do eucalipto (LEITE, 2001; MENEZES, 2005).

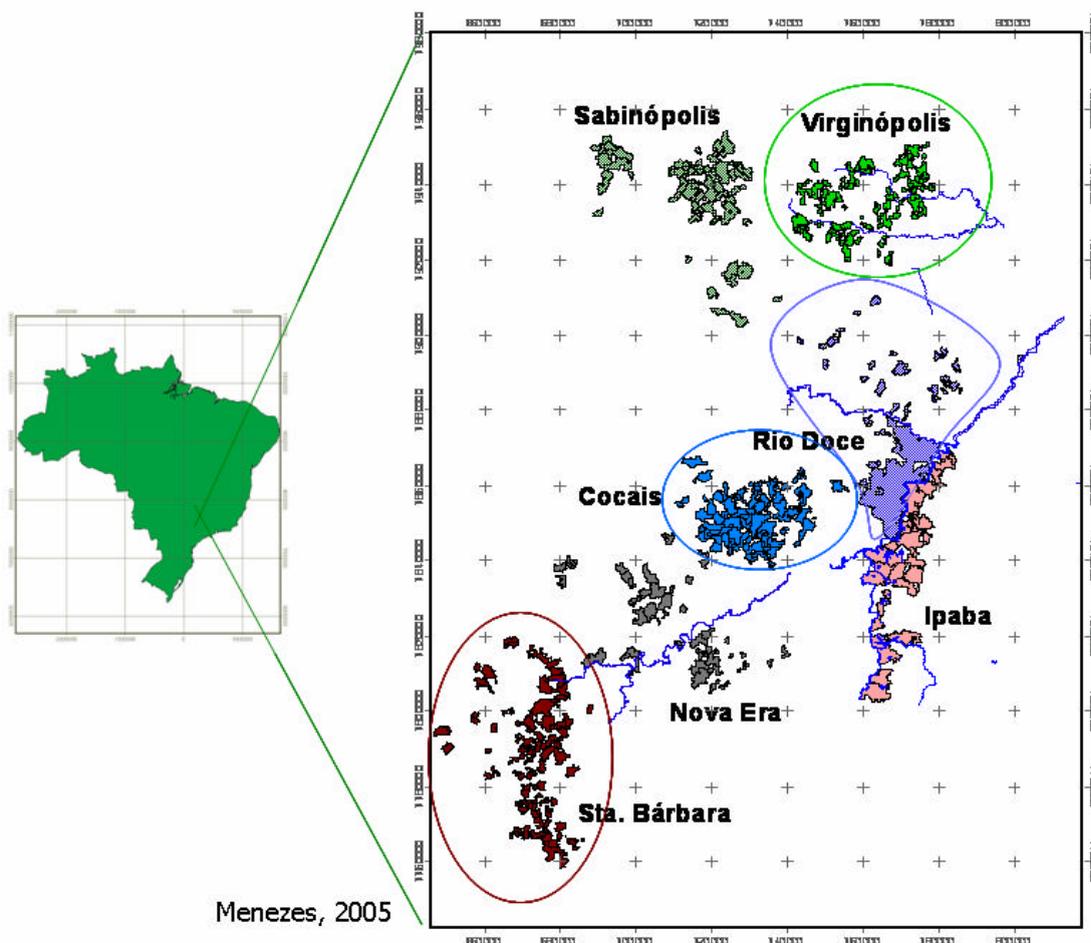


Figura 3 - Localização das áreas de estudo.

Quadro 2 – Características gerais dos oito perfis modais do solo das quatro regiões edafoclimáticas cultivadas com eucalipto, Virginópolis, Belo Oriente, Cocais e Santa Bárbara, quanto a uso e classe do solo, denominação do perfil modal e profundidade da amostragem do solo de cada região

Nº	Uso do Solo	Classe de Solo	Perfil	Profundidade
1	Eucalipto (E)	Latossolo (L)	1	0 – 10 e 0 – 20* cm
2	Eucalipto (E)	Latossolo (L)	2	0 – 10 e 0 – 20* cm
3	Mata (M)	Latossolo (L)	1	0 – 10 e 0 – 20* cm
4	Mata (M)	Latossolo (L)	2	0 – 10 e 0 – 20* cm
5	Eucalipto (E)	Cambissolo (C)	1	0 – 10 e 0 – 20* cm
6	Eucalipto (E)	Cambissolo (C)	2	0 – 10 e 0 – 20* cm
7	Mata (M)	Cambissolo (C)	1	0 – 10 e 0 – 20* cm
8	Mata (M)	Cambissolo (C)	2	0 – 10 e 0 – 20* cm

\* Somente as regiões de Virginópolis e Rio Doce.

Quadro 3 – Coordenadas geográficas das quatro regiões estudadas com os respectivos usos da terra, classes de solo e perfis modais amostrados

Região	Uso	Classe de Solo	Perfil	Latitude	Longitude
Virginópolis	Eucalipto	Latossolo	ELP1	18°41'46,57"	42°28'54,47"
			ELP2	18°41'57,80"	42°28'19,45"
	Mata		MLP1	18°42'07,60"	42°29'04,28"
			MLP2	18°43'00,95"	42°28'35,49"
	Eucalipto	Cambissolo	ECP1	18°41'23,61"	42°28'49,96"
			ECP2	18°41'58,15"	42°28'33,35"
	Mata		MCP1	18°42'24,60"	42°27'58,88"
			MCP2	18°41'58,16"	42°28'33,95"
Belo Oriente	Eucalipto	Latossolo	ELP1	19°24'51,82"	42°25'56,99"
			ELP2	19°25'45,94"	42°26'40,47"
	Mata		MLP1	19°24'00,43"	42°28'05,41"
			MLP2	19°25'47,18"	42°27'27,26"
	Eucalipto	Cambissolo	ECP1	19°24'24,84"	42°27'26,39"
			ECP2	19°25'47,91"	42°27'16,47"
	Mata		MCP1	19°24'25,16"	42°26'44,83"
			MCP2	19°25'49,37"	42°27'16,45"
Cocais	Eucalipto	Latossolo	ELP1	19°26'01,60"	42°49'21,91"
			ELP2	19°25'37,19"	42°49'37,07"
	Mata		MLP1	19°25'39,32"	42°49'12,30"
			MLP2	19°25'43,40"	42°49'32,07"
	Eucalipto	Cambissolo	ECP1	19°26'23,17"	42°49'30,75"
			ECP2	19°26'05,91"	42°49'29,05"
	Mata		MCP1	19°25'59,61"	42°49'05,74"
			MCP2	19°26'04,79"	42°49'09,91"
Santa Bárbara	Eucalipto	Latossolo	ELP1	20°03'38,82"	43°23'20,25"
			ELP2	20°04'15,38"	43°21'53,11"
	Mata		MLP1	20°03'39,14"	43°22'27,71"
			MLP2	20°03'35,91"	43°20'25,57"
	Eucalipto	Cambissolo	ECP1	20°04'30,92"	43°23'09,40"
			ECP2	20°03'55,41"	43°22'42,60"
	Mata		MCP1	20°03'36,95"	43°23'13,57"
			MCP2	20°03'56,10"	43°20'54,65"

As áreas selecionadas de cada região apresentam um longo histórico de cultivo com o eucalipto, todas com, no mínimo, três ciclos de cultivo. Os talhões amostrados na região de Belo Oriente estão no sexto ciclo de cultivo; a área de Santa Bárbara no quinto ciclo de cultivo; Cocais no quarto ciclo; seguido de Virginópolis, no terceiro ciclo. Considerando ciclos médios de cultivo de 7 anos, as áreas amostradas de Belo Oriente, Santa Bárbara, Cocais e Virginópolis são cultivadas há 42, 35, 28 e 21 anos, respectivamente. Até 1997, a queima era adotada como prática de manejo na reforma das regiões de

Belo Oriente, Santa Bárbara e Cocais. Em Virginópolis a implantação do eucalipto foi feita em 1979 com queima e desde então essa prática não foi mais utilizada. A reforma foi realizada em 1999.

Em fevereiro de 2007, quando da última amostragem do solo das localidades, o eucalipto estava com oito anos de idade em Virginópolis; dois anos em Belo Oriente e Santa Bárbara; e um ano de idade em Cocais.

As áreas de floresta nativa apresentam mata secundária, com espécies nativas da mata atlântica e árvores adultas de eucalipto, compreendendo áreas de Preservação Permanente e Reserva Legal.

As regiões de Cocais e Virginópolis apresentam as maiores altitudes, a região de Santa Bárbara situa-se em altitude intermediária, e a região de Belo Oriente localiza-se na menor altitude (Quadro 4). Os tipos climáticos das regiões, pela classificação de Köppen (VIANELLO; ALVES, 1991), são:

Aw = tropical chuvosa, com as precipitações concentradas no verão e uma estação seca no inverno. Clima típico da região de Belo Oriente (Rio Doce), principalmente nas altitudes inferiores a 400 metros (MENEZES, 2005).

Cwa = tipo climático mesotérmico, com inverno seco e estação chuvosa no verão. Apresenta temperaturas acima de 22 °C no mês mais quente e temperaturas abaixo de 18 °C no inverno. Este tipo climático é característico das regiões de Virginópolis e Santa Bárbara.

Cwb = clima mesotérmico, de inverno seco e chuvas concentradas no verão, com temperatura média abaixo dos 22 °C no mês mais quente. Clima característico da região de Cocais.

O preparo do solo e o processo de colheita do eucalipto dos perfis variaram em função da declividade e posição no relevo (Quadro 5).

A fertilização de implantação em Virginópolis foi feita com 90 g planta<sup>-1</sup> de NPK 6-30-6. A adubação de manutenção consistiu na aplicação de 400 kg ha<sup>-1</sup> de Fosfato Reativo e KCl mais B (1 %) na quantidade de 300 kg ha<sup>-1</sup>. Não era feita a calagem nos talhões amostrados. Em Belo Oriente o plantio foi feito com 100 g planta<sup>-1</sup> de NPK 6-30-6 e 1500 kg ha<sup>-1</sup> de calcário/lama de cal + Mg. Foram aplicados 400 kg ha<sup>-1</sup> de Fosfato Reativo; KCl + B (1,2 %) + Zn(0,5%) + Cu (1%) na quantidade de 300 kg ha<sup>-1</sup>; e 20 kg ha<sup>-1</sup> de Borogran, como adubação de manutenção. A cinza, quando adicionada, substituiu o calcário em 100% e o KCL em 50%. Em Cocais e Santa Bárbara foram aplicados

Quadro 4 – Características climáticas das quatro regiões estudadas

Variável	Regiões			
	Virginópolis	Belo Oriente	Cocais	Stª Barbara
Clima	Cwa	Aw	Cwb	Cwa
Altitude média (m)	862	318	1.016	838
Altitude coletada (m)	850	250	950	750
Temperatura máxima (°C)	22,8	31,2	25,2	27,2
Temperatura mínima (°C)	15,3	18,9	15,1	17,3
Temperatura média (°C)	18,8	24,8	20,7	22,3
UR (%)	78,7	69	68,8	62,3
Vento (m/s)	3,52	0,46	4,23	2,26
Precipitação (mm)	1.148	1.204	1.281	1.450
Déficit hídrico (mm)	192	335	156	145
Exc. hídrico (mm)	454	159	644	509
ET <sub>0</sub> (mm)	2,71	3,02	2,43	2,84
DPV (kPa)	0,37	0,63	0,32	0,54

Fonte: Leite (2001); CENIBRA (2008a).

2.000 kg ha<sup>-1</sup> de calcário/lama de cal+ Mg e a mesma quantidade de NPK 6-30-6 por planta, da usada em Belo Oriente na adubação de plantio. Nas duas regiões a adubação de manutenção compreendeu: 400 kg ha<sup>-1</sup> de Fosfato Reativo; KCl + B (1,2 %) + Zn(0,5%) + Cu (1%) na quantidade de 350 kg ha<sup>-1</sup>; com 20 kg ha<sup>-1</sup> de Borogran aplicados em Cocais e 30 kg ha<sup>-1</sup> em Santa Bárbara.

### 3.2 Amostragem e coleta de solo

Foram realizadas duas campanhas de amostragem e coleta de solo, de modo a contemplar as estações seca e chuvosa (Quadro 6). As datas foram escolhidas com base no regime de precipitações, fator mais característico dos tipos climáticos das regiões em estudo e intrinsecamente relacionado à umidade e temperatura. Os estudos anteriores em solos sob florestas no Brasil e no exterior mostraram a importância da avaliação em períodos distintos, especialmente na chuvosa, e também dos indicadores microbiológicos nesses períodos, bem como da diversidade microbiana (CAMPELO 2004; SANTOS, 2004; GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2005; ZORNOZA *et al.*, 2006).

Quadro 5 – Posição na paisagem, preparo do solo e processo de colheita nos perfis modais de eucalipto das quatro regiões: Virginópolis, Belo Oriente, Cocais e Santa Bárbara

<b>Regiões</b>	<b>Perfis Modais</b>	<b>Posição no Relevo</b>	<b>Preparo do Solo</b>	<b>Processo de Colheita</b>
Virginópolis	Latossolo, perfil 1	Terço superior de encosta	Subsolagem	Manual (Motoserra/Forwarder)
Virginópolis	Latossolo, perfil 2	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Virginópolis	Cambissolo, perfil 1	Meio de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Virginópolis	Cambissolo, perfil 2	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Belo Oriente	Latossolo, perfil 1	Topo de encosta	Subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Belo Oriente	Latossolo, perfil 2	Topo de morro	Destoca c/KG, subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Belo Oriente	Cambissolo, perfil 1	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Belo Oriente	Cambissolo, perfil 2	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Cocais	Latossolo, perfil 1	Meio de encosta	Subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Cocais	Latossolo, perfil 2	Meio de encosta	Subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Cocais	Cambissolo, perfil 1	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Cocais	Cambissolo, perfil 2	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Santa Bárbara	Latossolo, perfil 1	Meio de encosta	Subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Santa Bárbara	Latossolo, perfil 2	Meio de encosta	Subsolagem	Mecânica (Feller/clambunk)
Santa Bárbara	Cambissolo, perfil 1	Terço superior de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)
Santa Bárbara	Cambissolo, perfil 2	Final de encosta	Cultivo mínimo (cova)	Manual (Motoserra/TMO)

Quadro 6 – Campanhas de amostragem e coleta de solo

Campanha	Épocas de Coleta	Período
1 <sup>a</sup>	Final da estação seca	03/09/2006 a 06/09/2006
2 <sup>a</sup>	Final da estação chuvosa	25/02/2007 a 02/03/2007

A amostragem e coleta de solo foram efetuadas após a remoção da serapilheira, seguindo-se a retirada, aleatória de dez amostras simples de solo de cada camada, correspondente às profundidades de 0 a 10 e 0 a 20 cm. As amostras simples, oriundas de uma mesma parcela de amostragem, foram misturadas, destorroadas, passadas através de peneira com malha de 2 mm  $\phi$  e homogeneizadas, de modo a compor uma amostra composta. De cada amostra composta foram retiradas duas porções de aproximadamente 500 g, uma para a realização de análises químicas e a outra para a realização das análises microbiológicas. Essas porções foram colocadas em sacos plásticos e acondicionadas em caixas de isopor com gelo para o transporte, uma para o Laboratório de Análise do Solo da CENIBRA e a outra para o Laboratório de Ecologia Microbiana – LEM, do Departamento de Microbiologia, no Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária – BIOAGRO, da Universidade Federal de Viçosa – UFV.

No LEM, de cada amostra composta foi retirada uma subamostra de aproximadamente 80g para a realização dos procedimentos de extração e purificação do DNA total da amostra, sendo conservada na temperatura de -20 °C e o restante das amostras, transferido para geladeira (4 °C) até a realização das demais análises microbiológicas.

### 3.3 Análises químicas

A caracterização química dos solos amostrados compreendeu as análises por procedimentos adotados pela rotina do Laboratório, preconizados como métodos-padrão (EMBRAPA, 1997), ou seja: pH em H<sub>2</sub>O na relação 1:2,5; matéria orgânica pelo método de Walkley-Black; P, K e Na com o extrator Mehlich-1; Ca e Mg na relação 1:2,5 com o extrator KCl 1 mol L<sup>-1</sup>; os micronutrientes Zn, Cu, Fe e Mn com o extrator Mehlich-1; Al pelo método de Walkley-Black e com o extrator KCl 1 mol L<sup>-1</sup>; P-Remanescente da agitação de

60 mg L<sup>-1</sup> de P em CaCl<sub>2</sub> 0,01 mol L<sup>-1</sup> por 1 hora com a amostra de solo, na relação solo:solução de 1:10; Soma de Bases; CTC efetiva (Quadros 7 a 10).

### **3.4 Análises físicas**

O intervalo de água disponível (AD), tido como a diferença entre a água retida a -33 kPa e -1.500 kPa, foi estimado para cada perfil modal, mediante equações ajustadas em função dos teores de silte + argila (Quadro 11), conforme Menezes (2005).

Os conteúdos de areia grossa, areia fina, silte e argila para análise textural (Quadros 12 a 15) foram determinados conforme método-padrão (EMBRAPA, 1997). Os valores de densidade real, densidade aparente e porosidade foram obtidos do Levantamento Semidetalhado de Solos da CENIBRA (CENIBRA, 2008b) para alguns perfis modais (Quadros 12 e 14).

### **3.5 Análises microbiológicas**

As análises dos indicadores microbiológicos foram conduzidas no Laboratório de Análises Microbiológicas do Solo – LAMISOL, Departamento de Microbiologia – DMB, da Universidade Federal de Viçosa.

#### **3.5.1 Carbono da biomassa microbiana (CBM)**

O carbono da biomassa microbiana foi extraído pelo método da fumigação e extração (VANCE *et al.*, 1987). Na segunda etapa o carbono foi determinado por reação com permanganato de potássio (BARTLETT *et al.*, 1994).

Foram pesadas duas alíquotas de 10 g de solo úmido de cada amostra de solo em dois tubos de centrífuga de 50 mL para as amostras que foram fumigadas e as não fumigadas. Os tubos destinados à fumigação foram colocados em dessecador acoplado a bomba de vácuo, com o fundo forrado com toalha de papel umedecida juntamente com as amostras de solo foram colocados um frasco contendo pérolas de vidro e 25 mL de clorofórmio e um tubo contendo 5 mL de NaOH. O vácuo foi aplicado por até dois minutos após o início do borbulhamento do clorofórmio, quando a bomba foi desligada e o

Quadro 7 – Valores de indicadores químicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH	4,36	4,43	4,16	4,14	4,24	4,55	4,43	4,76
Matéria orgânica	8,08	8,27	2,85	3,52	4,39	5,60	3,74	3,58
P	2,33	2,05	3,24	2,36	1,12	1,47	1,73	1,10
K	17	29	42	39	16	18	60	36
Na	5	5	3	5	2	5	5	5
Ca	0,07	0,11	0,34	0,29	0,04	0,06	0,30	0,31
Mg	0,12	0,14	0,14	0,23	0,05	0,09	0,22	0,31
Al	1,38	1,60	1,69	1,58	0,89	1,21	1,66	1,28
Soma de bases	0,25	0,35	0,61	0,64	0,15	0,22	0,70	0,73
CTC efetiva	1,63	1,94	2,29	2,23	1,03	1,43	2,35	2,02
Saturação de alumínio	84	82	73	71	86	83	69	66
Zn	0,44	0,54	0,41	0,82	0,42	0,55	1,41	0,62
Cu	0,076	0,140	0,061	0,118	0,018	0,039	1,399	1,062
Fe	77	20	87	457	488	68	47	94
Mn	1,6	2,4	6,0	6,6	3,1	1,7	9,8	18,3
P-Rem	6,5	6,1	19,8	16,0	12,2	12,1	10,5	13,7

pH, H<sub>2</sub>O (1:2,5); matéria orgânica, dag dm<sup>-3</sup>; P, K e Na, mg dm<sup>-3</sup>; Ca, Mg, Al, soma de bases e CTC efetiva, cmol<sub>c</sub> dm<sup>-3</sup>; saturação de alumínio, porcentagem; Zn, Cu, Fe, Mn e P-Rem, mg dm<sup>-3</sup>.

Quadro 8 – Valores de indicadores químicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH	4,37	4,35	4,40	4,17	4,70	4,67	4,60	4,81
Matéria orgânica	7,10	8,90	3,26	3,54	4,22	5,89	3,97	4,64
P	5,45	4,60	6,35	3,28	1,61	2,00	3,58	2,40
K	30	43	46	39	21	28	29	59
Na	11	11	10	10	6	9	9	15
Ca	0,07	0,18	0,64	0,19	0,06	0,08	0,59	0,99
Mg	0,16	0,19	0,23	0,20	0,08	0,16	0,32	0,65
Al	2,26	2,13	1,22	1,67	0,84	1,50	1,12	0,88
Soma de bases	0,36	0,53	1,03	0,54	0,22	0,35	1,02	1,86
CTC efetiva	2,61	2,66	2,25	2,20	1,06	1,85	2,14	2,74
Saturação de alumínio	86	80	54	76	79	80	51	33
Zn	0,89	1,93	0,90	1,56	0,88	0,98	1,69	1,73
Cu	0,076	0,084	0,226	0,414	0,052	0,010	1,331	1,084
Fe	95	145	103	161	83	73	92	95
Mn	1,9	5,1	20,7	5,4	3,6	3,7	14,7	43,8
P-Rem	6,5	5,5	15,1	13,5	7,8	9,3	12,2	13,0

pH, H<sub>2</sub>O (1:2,5); matéria orgânica, dag dm<sup>-3</sup>; P, K e Na, mg dm<sup>-3</sup>; Ca, Mg, Al, soma de bases e CTC efetiva, cmol<sub>c</sub> dm<sup>-3</sup>; saturação de alumínio, porcentagem; Zn, Cu, Fe, Mn e P-Rem, mg dm<sup>-3</sup>.

Quadro 9 – Valores de indicadores químicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH	4,28	4,89	4,30	4,78	4,36	4,68	4,35	4,52
Matéria orgânica	6,49	5,78	2,53	4,25	4,87	5,85	3,61	3,89
P	3,37	2,17	4,63	5,12	2,49	2,10	1,61	1,79
K	18	36	27	51	24	24	42	34
Na	7	2	7	10	6	4	6	5
Ca	0,06	0,69	0,49	0,43	0,03	0,14	0,27	0,15
Mg	0,08	0,33	0,19	0,23	0,06	0,14	0,25	0,08
Al	1,73	0,43	1,40	1,03	1,26	1,37	1,59	1,57
Soma de bases	0,21	1,13	0,78	0,84	0,18	0,36	0,65	0,34
CTC efetiva	1,94	1,55	2,18	1,87	1,44	1,72	2,24	1,91
Saturação de alumínio	89	23	64	42	87	79	71	82
Zn	0,41	3,41	0,55	1,09	0,57	1,32	0,59	1,51
Cu	0,123	0,233	0,240	0,371	0,038	0,103	1,599	2,031
Fe	65	301	60	253	80	63	535	82
Mn	1,7	29,5	9,4	16,0	1,3	8,9	8,0	19,2
P-Rem	6,8	21,1	20,0	23,0	7,4	10,4	9,7	13,5

pH, H<sub>2</sub>O (1:2,5); matéria orgânica, dag dm<sup>-3</sup>; P, K e Na, mg dm<sup>-3</sup>; Ca, Mg, Al, soma de bases e CTC efetiva, cmol<sub>c</sub> dm<sup>-3</sup>; saturação de alumínio, porcentagem; Zn, Cu, Fe, Mn e P-Rem, mg dm<sup>-3</sup>.

Quadro 10 – Valores de indicadores químicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH	4,36	4,77	4,54	4,56	4,55	4,65	4,56	4,15
Matéria orgânica	6,16	4,80	2,22	4,43	4,27	5,05	4,37	4,62
P	6,76	4,54	7,28	2,98	3,37	2,43	3,24	2,81
K	32	55	23	53	31	25	40	36
Na	12	15	8	14	8	8	12	10
Ca	0,03	1,80	0,35	1,71	0,04	0,11	0,46	0,05
Mg	0,09	0,91	0,15	0,80	0,07	0,14	0,36	0,17
Al	2,15	0,62	1,08	0,81	1,43	1,44	1,48	1,67
Soma de bases	0,25	2,91	0,60	2,71	0,23	0,34	0,98	0,36
CTC efetiva	2,40	3,54	1,67	3,52	1,65	1,78	2,46	2,03
Saturação de alumínio	89	24	65	38	86	81	60	83
Zn	0,71	2,24	1,05	1,37	0,55	1,17	1,38	1,50
Cu	0,099	0,500	0,895	0,728	0,022	0,067	2,138	1,462
Fe	104	122	101	158	101	63	106	123
Mn	2,9	45,9	15,4	20,3	1,1	7,0	12,3	11,9
P-Rem	5,7	16,6	17,0	16,6	7,9	10,1	9,3	10,4

pH, H<sub>2</sub>O (1:2,5); matéria orgânica, dag dm<sup>-3</sup>; P, K e Na, mg dm<sup>-3</sup>; Ca, Mg, Al, soma de bases e CTC efetiva, cmol<sub>c</sub> dm<sup>-3</sup>; saturação de alumínio, porcentagem; Zn, Cu, Fe, Mn e P-Rem, mg dm<sup>-3</sup>.

Quadro 11 – Equações ajustadas para estimativa da água disponível (AD, em %) em função da soma de silte mais argila (AS, em %) em diferentes classes de solo

Classe de Solo	Equação	R <sup>2</sup>
Cambissolo	AD = -1,476 + 0,193 SA	0,98***
Latossolo Vermelho	AD = -0,388 + 0,134 SA	0,98***
Latossolo Vermelho-Amarelo	AD = 0,074 + 0,133 SA	0,97***

Fonte: Menezes (2005).

fechamento hermético do dessecador efetuado, para a incubação das amostras por 18 horas. Após esse período, os tubos com clorofórmio e NaOH foram retirados e a eliminação do clorofórmio residual das amostras foi efetuada pela aplicação intermitente de vácuo ao sistema, por um mínimo de oito vezes antes da adição de 25 mL de K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,5 mol L<sup>-1</sup> às amostras fumigadas e não fumigadas. A seguir, os tubos foram agitados a 250 rpm por 1 hora, colocados para centrifugação a 4000 rpm por 5 minutos, antes de se proceder à filtração das amostras em papel de filtro quantitativo para a obtenção dos extratos que foram utilizados nas determinações de carbono e nitrogênio da biomassa. Os extratos foram conservados a -20 °C até o momento da realização das análises de nitrogênio da biomassa.

A determinação do carbono da biomassa no extrato de solo foi realizada em alíquota de 2 mL de extrato obtido, após a adição de 1,1 mL de água destilada, 1,4 mL da Solução de Trabalho (Na<sub>4</sub>P<sub>2</sub>O<sub>7</sub> 0,1 mol L<sup>-1</sup>, H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,5 mol L<sup>-1</sup>, KMnO<sub>4</sub> 0,10 mol L<sup>-1</sup>, MnSO<sub>4</sub> 0,10 mol L<sup>-1</sup>), 1,5 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado, agitação por três inversões lentas e repouso por 2 horas antes da leitura da absorvância a 495 nm, em espectrofotômetro. A concentração de carbono foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 6, 12, 18 e 24 mg mL<sup>-1</sup> de C-ácido oxálico (BARTLETT *et al.*, 1994).

### 3.5.2 Quociente microbiano (qMIC)

O quociente microbiano foi determinado a partir dos valores do CBM e da conversão dos valores de matéria orgânica do solo (MO) para carbono orgânico do solo (CO), pela relação CO = MO/1,724 (DA SILVA, 1999), sendo o qMIC ((CBM/CO)\*100) correspondente à percentagem do carbono orgânico

Quadro 12 – Valores de indicadores físicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
Areia grossa	10	17	18	11	28	28	18	21
Areia fina	8	13	11	8	11	8	7	12
Areia total	19	30	29	19	39	36	25	33
Silte	5	6	6	10	8	15	14	8
Argila	76	63	65	71	53	49	62	59
Silte + argila	81	70	71	81	61	64	75	67
AD	11	9	9	10	8	9	10	9
Densidade real*	2,67	-	2,59	-	2,64	-	-	-
Densidade aparente*	ND	-	1,18	-	1,13	-	-	-
Porosidade*	ND	-	54,58	-	57,12	-	-	-

Areia grossa, areia fina, areia total, silte, argila e silte + argila e água disponível (AD), porcentagem. \* Valores de densidade real, densidade aparente e porosidade de alguns perfis modais de solo, obtidos do Levantamento Semidetalhado de Solos da CENIBRA (CENIBRA, 2008b). A época não foi considerada. “-“ = valores não disponíveis. ND = não determinado.

Quadro 13 – Valores de indicadores físicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
Areia grossa	11	19	14	15	34	21	26	29
Areia fina	9	12	13	11	7	15	13	12
Areia total	20	31	27	26	42	36	39	41
Silte	9	8	2	6	7	12	7	8
Argila	72	61	71	68	51	52	54	51
Silte + argila	80	69	73	74	58	64	61	59
AD	10	9	10	9	8	9	8	8

Areia grossa, areia fina, areia total, silte, argila e silte + argila e água disponível (AD), porcentagem.

Quadro 14 – Valores de indicadores físicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
Areia grossa	18	32	24	16	13	18	18	23
Areia fina	5	9	8	8	8	16	7	16
Areia total	23	41	32	24	21	34	25	39
Silte	15	14	14	8	15	14	15	16
Argila	62	45	54	68	64	51	59	45
Silte + argila	77	59	68	76	79	66	75	61
AD	13	10	12	13	14	11	13	10
Densidade real*	-	-	-	-	2,52	-	2,62	-
Densidade aparente*	-	-	-	-	0,93	-	0,96	-
Porosidade*	-	-	-	-	62,94	-	63,31	-

Areia grossa, areia fina, areia total, silte, argila e silte + argila e água disponível (AD), porcentagem. \* Valores de densidade real, densidade aparente e porosidade de alguns perfis modais de solo, obtidos do Levantamento Semidetalhado de Solos da CENIBRA (CENIBRA, 2008b). A época não foi considerada. “-“ = Valores não disponíveis.

Quadro 15 – Valores de indicadores físicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
Areia grossa	22	16	15	13	15	26	22	17
Areia fina	8	15	18	11	13	13	12	17
Areia total	30	31	33	24	28	39	34	34
Silte	8	18	9	9	11	10	11	13
Argila	62	51	58	68	61	51	55	53
Silte + argila	70	69	67	76	72	61	66	66
AD	12	12	11	13	12	10	11	11

Areia grossa, areia fina, areia total, silte, argila e silte + argila, dag  $\text{dm}^{-3}$ ; AD, porcentagem.

do solo (CO) que é representado pelo C da biomassa microbiana. O fator 1,724 é utilizado por se assumir que o carbono orgânico compõe 58 % da composição média da matéria orgânica do solo (DA SILVA, 1999).

### **3.5.3 Respiração basal**

A respiração basal foi determinada a partir dos valores de respiração obtidos após incubação das amostras em frascos acoplados ao respirômetro (Mod. TR-RM8 Respirometer Multiplexer – Sable Systems) equipado com detector de CO<sub>2</sub> a infravermelho (HEINEMEYER *et al.*, 1989; ALEF, 1995).

### **3.5.4 Quociente metabólico (qCO<sub>2</sub>)**

O quociente metabólico é representado e calculado pela razão entre o C-CO<sub>2</sub> produzido pela respiração basal microbiana e o C da biomassa por unidade de tempo, sendo expresso em  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g biomassa}^{-1} \text{d}^{-1}$  (ANDERSON; DOMSCH, 1985).

### **3.5.5 Atividade enzimática**

#### **3.5.5.1 Fosfomonoesterase ácida**

A atividade da fosfomonoesterase ácida foi determinada por colorimetria, tendo o p-nitrofenil como substrato e o p-nitrofenol como produto da reação enzimática (TABATABAI, 1994).

A determinação foi realizada em um tubo de ensaio contendo 1 g de solo (peso úmido) após a adição de 0,2 mL de tolueno, 4 mL de MUB (pH 6,5), 1 mL de solução de p-nitrofenil fosfato em tampão MUB e agitação dos tubos em Vortex por alguns segundos. O tubo foi vedado com rolha de borracha ou Parafilm e incubado em banho-maria a 37 °C, por 1 hora seguindo-se a adição de 1 mL de CaCl<sub>2</sub> 0,5 mol L<sup>-1</sup> e 4 mL de NaOH e agitação por alguns segundos antes da suspensão de solo ser passada através de papel de filtro quantitativo. A intensidade da cor amarela do filtrado foi determinada por colorimetria na faixa de comprimento de onda de 400 – 420 nm. A concentração de p-nitrofenol

foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 µg de p-nitrofenol.

### **3.5.5.2 Fosfomonoesterase alcalina**

O procedimento para a determinação da fosfomonoesterase alcalina (TABATABAI, 1994) é similar ao de fosfomonoesterase ácida, excetuando-se o valor do pH do MUB utilizado, pH 11 e pelo preparo da solução de p-nitrofenil nesse mesmo tampão. A intensidade da cor amarela do filtrado foi determinada por colorimetria na faixa de comprimento de onda de 400 – 420 nm. A concentração de p-nitrofenol foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 µg de p-nitrofenol.

### **3.5.5.3 β-glicosidase**

A atividade da β-glicosidase na amostra de solo foi determinada pela concentração do p-nitrofenol resultante da atividade da β-glicosidase quando o solo foi incubado em solução tampão (pH 6,0) de p-nitrofenil-β-D-glicosídeo, como substrato (EIVAZI *et al.*, 1988). O procedimento requer a adição em tubo de ensaio de 1 g de solo (peso úmido), 0,25 mL de tolueno, 4 mL de MUB (pH 6,0), 1 mL de solução de p-nitrofenil-β-D-glicosídeo em MUB (pH 6,0), a agitação por alguns segundos em Vortex e vedação com rolha ou Parafilm para a incubação em banho-maria a 37 °C por 1 hora. Após a incubação, foram adicionados 1 mL de CaCl<sub>2</sub> 0,5 mol L<sup>-1</sup> e 4 mL de THAM (Tris-hidroximetilaminometano) 0,1 mol L<sup>-1</sup>, pH 12, e o tubo foi agitado por alguns segundos antes da filtração da suspensão em papel de filtro quantitativo. Posteriormente, a intensidade da cor amarela do filtrado foi determinada em espectrofotômetro ajustado para o comprimento de onda de 400 nm. A concentração de p-nitrofenol foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 µg de p-nitrofenol.

### 3.5.6 Nitrogênio da Biomassa Microbiana (NBM)

O nitrogênio da biomassa microbiana foi determinado pelo método da ninhidrina reativa (JOERGENSEN *et al.*, 1990).

O mesmo extrato obtido para a determinação do carbono da biomassa foi utilizado na determinação do nitrogênio da biomassa microbiana. Após o descongelamento, foram adicionados a tubo com tampa rosqueável 0,3 mL do extrato, 0,7 mL do tampão de ácido cítrico e, vagarosamente, 0,5 mL do reagente de ninhidrina. O tubo foi vedado e aquecido em banho-maria a 100 °C por 25 minutos, resfriado em temperatura ambiente e adicionado de 2 mL de etanol:água (1:1). O conteúdo foi homogeneizado antes de se proceder à leitura em espectrofotômetro a 570 nm. A concentração de nitrogênio foi calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 50, 100, 250, 500, 750 e 1000  $\mu\text{mol L}^{-1}$  de N.

### 3.5.7 Nitrogênio mineralizável

A determinação do N<sub>mineralizável</sub> foi feita por método colorimétrico (BUNDY *et al.*, 1994; FORSTER, 1995).

O procedimento requer a preparação de um controle, referente ao tempo zero, constituído por 2,5 g da amostra de solo e 12,5 mL de KCl 2 mol L<sup>-1</sup> para a incubação dessa suspensão em agitador orbital por 1 h a 250 rpm, em temperatura ambiente. Após esse período, a suspensão foi passada através de papel filtro quantitativo e uma alíquota do filtrado foi utilizada para determinação da concentração do NH<sub>4</sub><sup>+</sup> por colorimetria. Ao mesmo tempo, a uma segunda fração de 2,5 g da mesma amostra de solo, correspondente ao tempo de sete dias, foram adicionados 6,25 mL de H<sub>2</sub>O. A seguir, as mesmas foram incubadas a 40 °C durante sete dias. Após esse período foram adicionados 6,25 mL de KCl 4 mol L<sup>-1</sup> e incubadas em Shaker a 250 rpm por 1 h, em temperatura ambiente, seguindo-se a filtração e a retirada de uma alíquota para a determinação da concentração de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>. A leitura das amostras foi feita em espectrofotômetro no comprimento de onda de 660 nm. O nitrogênio mineralizável foi obtido pela diferença entre a concentração de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> no tempo zero e a concentração de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> no tempo correspondente a sete dias. A concentração de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>-N foi

calculada a partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0,5, 10, 15, 20 e 25 mg L<sup>-1</sup> de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>-N.

### 3.5.8 Nitrificação potencial

A análise da nitrificação potencial foi feita segundo método proposto por Belser; Mays Hart *et al.* (1994). Para esse procedimento, foi feita a adição a um erlenmeyer de 7,5 g da amostra de solo e 50 mL de uma solução contendo 1,5 mL de solução de KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> 0,2 mol L<sup>-1</sup>, 3,5 mL de solução de K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> 0,2 mol L<sup>-1</sup>, 15 mL de (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 50 mmol L<sup>-1</sup>, água destilada q.s.p. 1.000 mL, com pH ajustado para 7,2. O erlenmeyer foi colocado em agitador orbital a 180 rpm, em temperatura ambiente, seguindo-se a retirada de alíquotas de 3,5 mL da suspensão após a incubação por 2, 4, 22 e 24h, e colocação imediata em gelo até o momento da centrifugação a 4 °C e 4000 x g por 20 minutos. O sobrenadante foi recolhido e submetido à nova centrifugação por 10 minutos nessas mesmas condições, sendo o novo sobrenadante filtrado e recolhido em tubo de polipropileno, para conservação a -20 °C até o momento da análise.

A dosagem de NO<sub>3</sub>-N foi realizada pelo método do salicilato de sódio, que envolve uma reação de substituição aromática eletrofílica, na qual o salicilato reage com os íons nitrônio (NO<sub>2</sub><sup>+</sup>) para formar predominantemente compostos nitrobenzóicos, conforme (YANG *et al.*, 1998). Foram adicionados em tubo de ensaio 0,5 mL do filtrado, 0,25 mL de solução de TRI (1 g de salicilato de Na; 0,2 g de NaCl; 0,1 g de sulfamato de NH<sub>4</sub> em 100 mL de NaOH 0,01 mol L<sup>-1</sup>) para reagir e gerar coloração amarela, que é proporcional a concentração de NO<sub>3</sub>-N. O tubo foi colocado em estufa a 105 °C por 12 h a 14 h, seguindo-se o resfriamento e a adição ao resíduo, branco seco, de 0,5 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado. Após incubação de 5 a 10 minutos foram dispensados 2,5 mL de água destilada cuidadosamente pelas paredes do tubo e realizada nova incubação de 5 a 10 minutos, seguida da adição de 2,5 mL de solução de NaOH 40 %. Após o resfriamento em temperatura ambiente foi realizada a leitura em espectrofotômetro no comprimento de onda de 410 nm.

Procedimento semelhante foi realizado com solução de KNO<sub>3</sub> para obtenção dos padrões de NO<sub>3</sub>-N. A concentração de NO<sub>3</sub>-N foi calculada a

partir de gráfico da curva de calibração resultante dos dados dos padrões de 0, 1, 2, 3, 4, 5, 6 mg L<sup>-1</sup> de NO<sub>3</sub>-N.

### **3.5.9 Análise da diversidade genética**

#### **3.5.9.1 Extração de DNA total do solo**

A extração e purificação do DNA total das amostras de solo, coletadas nas duas estações, foram realizadas com o kit PowerSoil™ DNA (MoBio Laboratories Inc. – Carlsbad, CA, USA), seguindo as recomendações do fabricante.

A verificação do DNA purificado foi feita em gel de agarose 0,8%, após a coloração com brometo de etídio. Foi aplicado 1 µL de cada amostra juntamente com o padrão de massa, DNA do fago lambda (cada µL correspondendo a 25 ng de DNA), para proceder à quantificação do DNA das amostras sob luz ultravioleta-UV, em transiluminador 2020E UV/White (Stratagene – Califórnia, USA).

#### **3.5.9.2 PCR**

A reação da polimerase em cadeia foi feita conforme descrito em Gelsomino; Caco (2006). Para amplificar a região do gene rDNA 16S, correspondente às posições 968-984 a 1492-1513 do rDNA 16S de *Escherichia coli*, foram utilizados os iniciadores universais de eubactérias, cujas seqüências nucleotídicas são F984GC:

5'CGCCCGGGGCGCGCCCCGGGCGGGGCGGGGGCACGGGGGAACGCA AGAACCTTAC3' e R1492: 5'CTACGG(T/C)TACCTTGTTACGAC3' (GELSOMINO; CACO, 2006). Um grampo GC foi adicionado ao terminal 5' do iniciador F984GC para prevenir a completa desnaturação dos amplicons durante a eletroforese com gradiente desnaturante (MUYZER *et al.*, 1993)

De modo a proceder à amplificação, em cada tubo de reação foram adicionados: 5,0 µL de tampão específico da enzima GoTaq® 5X, 2,0 µL de cada dNTP 2,5 mmol L<sup>-1</sup>, 0,5 µL de cada iniciador 0,2 µmol L<sup>-1</sup>, 1,0 µL de BSA (albumina sérica bovina) 2 µg µL<sup>-1</sup> (Kreader, 1996), 0,5 µL de formamida deionizada 2% (v/v), 20 ng de DNA total do solo, 2,5 U de GoTaq® DNA

polimerase (Promega – Madison, WI, USA), água Milli-Q esterilizada para um volume final de 25 µL de reação. Foi feita uma “touchdown” PCR de modo a evitar amplificações não específicas (DON *et al.*, 1991). Durante a “touchdown” PCR a temperatura de anelamento iniciou com 75 °C, decrescendo 2 °C a cada ciclo até chegar em 55 °C, temperatura mantida nos próximos 25 ciclos. A PCR foi realizada em termociclador (Mastercycler Gradient, Eppendorf – Germany), nas seguintes condições: o ciclo de desnaturação inicial das fitas de DNA foi de 5 minutos a 94 °C, seguindo-se 35 ciclos de 1 minuto a 94 °C, 1 minuto para o anelamento dos iniciadores na temperatura apropriada e 1 minuto a 72 °C, com o último ciclo de extensão por 10 minutos a 72 °C.

A verificação dos produtos da PCR foi feita em gel de agarose a 1,2 %, após a coloração com brometo de etídio. Foram aplicados 5 µL de cada amostra juntamente com o marcador de tamanho DNA Ladder – 100 bp (Invitrogen – Califórnia, USA). Foram obtidos amplicons com aproximadamente 545 pb.

Para amplificação dos fragmentos do rDNA 16S dos grupos específicos de bactérias foram feitas Nested-PCRs de modo a obter géis de DGGE desses grupos (Quadro 16):  $\alpha$ -Proteobacteria,  $\beta$ -Proteobacteria e Actinomycetales, conforme (GELSOMINO; CACO, 2006);  $\gamma$ -Proteobacteria (WEISBURG *et al.*, 1991); Firmicutes (BLACKWOOD *et al.*, 2005).

Foi realizada Nested-PCR para os domínios D1/D2 da subunidade 26S (Quadro 17) do rDNA de leveduras (PRAKITCHAIWATTANA *et al.*, 2004) e uma semi Nested-PCR para os fragmentos do rDNA 18S(Quadro 18) de fungos filamentosos (OROS-SICHLER *et al.*, 2005).

### **3.5.9.3 Microrganismos marcadores do DGGE**

Foram utilizadas culturas puras de bactérias representantes de alguns dos maiores grupos do domínio Bacteria (Quadro 19). As culturas foram estriadas em meio LB sólido e incubadas a 28 °C por 24 horas. Após o crescimento, uma colônia de cada cultura foi transferida para um tubo contendo 10 mL de meio LB e incubada em agitador orbital a 150 rpm, a 28 °C por 18 horas. A seguir, na segunda ativação, 0,3 mL de cada cultura foi transferida

para novo tubo contendo 30 mL de meio LB e incubada durante 18 horas a 30 °C a 150 rpm.

Quadro 16 – Seqüências dos oligonucleotídeos usados para amplificação dos fragmentos do rDNA 16S por Nested-PCR

Oligos	Alvo do rDNA 16S (posição) <sup>1</sup>	Seqüência (5' – 3')	Referência
F203a	$\alpha$ -Proteobacteria (174-203)	CCGCATACGCCCTACGGGGGAAA GATTTAT	Gomes <i>et al.</i> (2001)
F948 $\beta$	$\beta$ -Proteobacteria (931-948)	CGCACAAGCGGTGGATGA	Gomes <i>et al.</i> (2001)
F243HGC	Actinomycetales (226-243)	GGATGAGCCCGCGGCCTA	Heuer <i>et al.</i> (1997)
R1492	Bacteria (1492-1513)	CTACGG(T/C)TACCTTGTTACGAC	Gelsomino <i>et al.</i> (2006)
F984GC	Bacteria (968-984)	gc.-AACGCGAAGAACCTTAC	Heuer <i>et al.</i> (1997)
R1378	Bacteria (1378-1401)	CGGTGTGTACAAGGCCCGGGAAC G	Heuer <i>et al.</i> (1997)
GC-clamp (gc.)	-	CGCCCGGGGCGCGCCCGGGGCG GGGCGGGGGCACGGGGGG	Nübel <i>et al.</i> (1996)
fD2	$\gamma$ -Proteobacteria	AGAGTTTGATCATGG CTCAG	Weisburg <i>et al.</i> (1991)
rP1	$\gamma$ -Proteobacteria	ACGGTTACCTTGTTA CGA CTT	Weisburg <i>et al.</i> (1991)
BL342F	Firmicutes	CAGCAGTAGGGAATC TTC	Blackwood <i>et al.</i> (2005)
1392R	Firmicutes	ACGGGCGGTGTGTACA	Blackwood <i>et al.</i> (2005)

<sup>1</sup> Posição relativa à seqüência do rDNA 16S de *Escherichia coli*.  
Fonte: Gelsomino; Cacco (2006).

Quadro 17 – Seqüências de oligonucleotídeos que têm como alvo os domínios D1/D2 da subunidade 26S do DNA ribossômico usados na amplificação dos fragmentos por Nested-PCR

Oligos	Alvo do 26S rDNA (posição) <sup>1</sup>	Seqüência (5' – 3')	Referência
NL1	Levedura	GCATATCAATAAGCGGAGGAAAAG	Prakitchaiwattana <i>et al.</i> (2004)
NL4	Levedura	GGTCCGTGTTTCAAGACGG	Prakitchaiwattana <i>et al.</i> (2004)
NL1GC	Levedura	CGCCCGCCGCGCGCGGGGCG GGGCGGGGGCCATATCAATAAGC	Prakitchaiwattana <i>et al.</i> (2004)
LS2	Levedura <sup>1</sup> (266 – 285)	ATTCCCAAACAACCTCGACTC	Prakitchaiwattana <i>et al.</i> (2004)

<sup>1</sup> Posição relativa à seqüência do 26S rDNA de *Saccharomyces cerevisiae*.

Quadro 18 – Seqüências dos oligonucleotídeos usados para amplificação dos fragmentos do rDNA 18S por Nested-PCR

Oligos	Alvo	Seqüência (5' – 3')	Referência
NS1F	Fungo filamentoso	GTAGTCATATGCTTG TCTC	White <i>et al.</i> (1990)
EF3	Fungo filamentoso	TCCTCTAAATGACCA AGTTTG	Smit <i>et al.</i> (1999)
FR1GC	Fungo filamentoso	CCCCGCGCGCGCG GCGGGCGGGGCGGGG GCACGGGCCGAICCA TTCAATCGGTAIT	Vainio; Hantula (2000)
GC-clamp	-	CCCCGCGCGCGCG GCGGGCGGGGCGGGG GCACGGGCCG	Vainio; Hantula (2000)

Fonte: Oros-Sichler *et al.* (2005).

Quadro 19 – Relação das bactérias utilizadas como marcadoras no gel de DGGE

Grupo	Microrganismo
$\alpha$ -Proteobacteria	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>
$\beta$ -Proteobacteria	<i>Alcaligenes xylosoxydans</i> subesp. <i>Desnitrificans</i> ATCC 13138
Firmicutes	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579
Firmicutes	<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 23858
$\gamma$ -Proteobacteria	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922
$\gamma$ -Proteobacteria	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853
$\gamma$ -Proteobacteria	<i>Pseudomonas fluorescens</i> ATCC 13525
$\gamma$ -Proteobacteria	<i>Pseudomonas putida</i> ATCC 15175
Firmicutes	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 12692

Para extração do DNA das culturas puras foi utilizado o kit Wizard® Genomic DNA Purification (Promega Co. – Madison, WI, USA).

Para os géis de DGGE de leveduras e fungos filamentosos, representantes do domínio Eucarya, foram usados como marcadores (Quadro 20): culturas puras de leveduras; e amostras de DNA de fungos filamentosos do Laboratório de Genética de Procariotos do Departamento de Microbiologia, no Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária – BIOAGRO, da Universidade Federal de Viçosa – UFV.

As células das culturas puras de leveduras foram crescidas em meio líquido YMA a 28 °C por 24 horas. Foi feita uma segunda reativação das culturas. Para a extração de DNA das leveduras foi utilizado o protocolo descrito por Cocolin *et al.* (2002).

Quadro 20 – Relação dos fungos utilizados como marcadores no gel de DGGE

Grupo	Microrganismo
Levedura	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> ATCC 2601
Levedura	<i>Pichia anomala</i> ATCC 36904
Levedura	<i>Candida albicans</i> ATCC 10231
Levedura	<i>Pichia kluyveri</i> Pesquisa FAT/CCT
Fungo filamentoso	<i>Laccaria</i> sp.
Fungo filamentoso	<i>Scleroderma</i> sp.
Fungo filamentoso	<i>Pisolithus</i> sp.
Fungo filamentoso	<i>Crinipellis pernicioso</i>
Fungo filamentoso	<i>Penicillium expansum</i>
Fungo filamentoso	<i>Colletotrichum lindemuthianum</i>

#### 3.5.9.4 DGGE – Eletroforese em gel com gradiente desnaturante

A eletroforese foi realizada utilizando-se o equipamento “DCode™ Universal Mutation Detection System” (BIO-Rad – Califórnia USA). Os produtos de PCR foram aplicados em volume de 20 µL, juntamente com 15 µL do tampão da amostra (azul de bromofenol 0,05 %, xileno cianol 0,05 %, glicerol 70 % e TAE 1X), diretamente no gel de poliacrilamida (acrilamida:bisacrilamida 37,5:1) a 6 % (p/v) em tampão tris-acetato-EDTA – TAE 1X (Tris base 40 mM; ácido acético glacial 20 mM; Na<sub>2</sub>.EDTA.2H<sub>2</sub>O 10 mmol L<sup>-1</sup>, pH 8,0). A variação do gradiente desnaturante foi determinada considerando-se o tipo de amostra estudada, solo, e os iniciadores grupo-específicos (Quadro 21). O gradiente foi formado com a mistura de duas soluções estoque de poliacrilamida a 6 %, uma com 100 % dos agentes desnaturantes, formamida deionizada 40 % e uréia 7 mol L<sup>-1</sup> (Modelo 475 Gradient Delivery System – BIO-Rad Califórnia, USA). Além das soluções estoque para a formação do gradiente, foram utilizados 130 µL de persulfato de amônio – APS (polimerizador), 16 µL de TEMED – N,N,N',N'-tetrametiletileno diamino (catalisador) e 50 µL do corante para visualização do gradiente (azul de bromofenol 0,5 %, xileno cianol 0,5 % e TAE 1X). O gel foi mantido no estande de montagem por no mínimo 3 horas, para polimerizar por completo e após esse período foi acoplado ao equipamento. A eletroforese foi conduzida em voltagem e temperatura constantes e número de

horas específicas para cada grupo analisado (Quadro 21). Ao término da eletroforese, o gel foi corado por 20 minutos com solução 1X de SYBR® Gold

Quadro 21 – Relação da porcentagem do gel (acrilamida/bisacrilamida) e condições eletroforéticas para cada grupo analisado

Grupo	% Gel	Gradiente (%)	Voltagem (V)	Temperatura (°C)	Tempo (h)
Bactéria	6	45 - 58	60	60	16
Firmicutes	6	30 - 60	60	60	16
$\gamma$ -Proteobacteria	6	40 - 58	60	60	16
Levedura	8	40 - 60	60	60	16
Fungo filamentosos	6	18 - 38	180	58	18

(Invitrogen™ – Molecular Probes™, Eugene, Oregon, USA), conforme as recomendações do fabricante, não havendo necessidade da etapa de descoloração. A imagem do gel sob luz UV foi capturada e digitalizada pelo Eagle Eye II Still Video System (Stratagene – Califórnia, USA).

### 3.5.9.5 Processamento das Imagens dos géis de DGGE

As imagens dos géis de DGGE foram analisadas com o programa Bionumerics, V.5.10 (Applied Maths, St. Martens Latem, Belgium). A subtração do background foi feita de acordo com a análise espectral dos géis e as raia dos géis foram normalizadas.

### 3.5.9.6 Análises de agrupamento

As análises de agrupamento das impressões digitais genotípicas (*genetic fingerprint*) dos diferentes grupos microbianos foram feitas com o programa Bionumerics, V.5.10 (Applied Maths, St. Martens Latem, Belgium). Os dendrogramas foram construídos com o coeficiente binário de Dice, baseado em bandas comuns e diferentes, utilizado no cálculo da matriz de similaridade; e análise de agrupamento pelo método não ponderado de

conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

### 3.5.10 Análises estatísticas

Os indicadores químicos, os indicadores físicos e os indicadores microbiológicos e bioquímicos foram submetidos a tratamento estatístico. As análises foram realizadas com o programa STATISTICA for Windows (Tulsa, STATSOFT Inc.)

Os fatores e respectivos níveis em estudo foram: região (4); usos da terra (2); classe de solo (2). Para cada combinação desses fatores foram amostrados dois perfis modais de solo. A análise de variância está esquematizada no Quadro 22.

Quadro 22 – Esquema da análise de variância para cada época

<b>FV</b>	<b>GL</b>
Região	3
Resíduo A (Perfil + (Região x Perfil))	4
Classe de solo	1
Região x Classe de solo	3
Resíduo B (Região x Classe de solo x Perfil)	3
Uso da terra	1
Região x Uso da terra	3
Classe de solo x Uso da terra	1
Região x Classe de solo x Uso da terra	3
Resíduo C	9

Para cada variável, foi feito o desdobramento da interação tripla, de modo a avaliar o efeito do uso da terra (eucalipto vs mata) dentro de cada combinação de classe de solo e de cada região mediante o teste F a 10%.

## **4. RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **4.1 Indicadores microbiológicos de qualidade de solo**

Os resultados das análises dos indicadores bioquímicos e microbiológicos avaliados nas quatro regiões mostram que eles refletem a existência de diferenças quanto ao efeito do uso da terra dependendo da região, classe de solo e estação considerada (Quadros 23 a 28). Embora o esquema experimental utilizado possibilite que a avaliação do efeito do uso da terra seja feita em cada região e classe de solo (Quadros 23 a 27), optou-se também por avaliar tal efeito apenas dentro de cada região (Quadro 28), visando maior síntese quando possível.

O efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto, quando significativo, apresentou valores menores para os indicadores avaliados na maioria das vezes (Quadros 23 a 26).

Na estação seca, os valores de CBM foram mais altos nos solos sob mata do que os encontrados nos solos sob eucalipto em Virginópolis, Belo Oriente e Cocais, quando o efeito do uso da terra é avaliado apenas dentro das quatro regiões estudadas (Quadro 28). Esses resultados confirmam os anteriormente obtidos para CBM em solos sob plantios de eucalipto e mata nativa na região do Vale do Rio Doce-MG (LAZARI, 2001) e são similares aos obtidos por outros autores (CHAER; TÓTOLA, 2007). Em Santa Bárbara houve um aumento do CBM do eucalipto de quase 100 % na estação chuvosa e do

Quadro 23 – Valores de indicadores químicos e microbiológicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH <sup>1</sup>	4,36 a	4,43 a	4,16 a	4,14 a	4,24 a	4,55 a	4,43 a	4,76 a
Matéria orgânica <sup>2</sup>	8,08 a	8,27 a	2,85 a	3,52 a	4,39 a	5,60 a	3,74 a	3,58 a
CBM <sup>3</sup>	152,56 b	229,91 a	98,06 b	179,45 a	57,00 b	114,74 a	63,99 a	92,00 a
qMIC <sup>4</sup>	0,32 b	0,48 a	0,59 b	0,88 a	0,23 a	0,36 a	0,29 b	0,46 a
Resp. basal <sup>5</sup>	0,045 b	0,115 a	0,016 b	0,085 a	0,052 a	0,098 a	0,037 a	0,088 a
qCO <sub>2</sub> <sup>6</sup>	0,316 a	0,550 a	0,169 a	0,501 a	0,970 a	0,901 a	0,629 b	1,049 a
Fosf. ácida <sup>7</sup>	249,27 a	274,00 a	127,54 b	294,99 a	180,58 b	307,42 a	251,59 b	397,33 a
Fosf. alcalina <sup>7</sup>	29,92 a	59,34 a	10,96 a	32,42 a	28,72 a	39,86 a	20,74 a	28,32 a
β-glicosidase <sup>7</sup>	79,40 a	78,98 a	57,05 a	89,96 a	59,87a	61,15 a	54,59 a	65,86 a
NBM <sup>8</sup>	65,60 a	58,97 a	12,20 b	50,48 a	25,14 a	45,88 a	36,17 a	48,00 a
N-mineralizável <sup>9</sup>	32,50 a	20,75 b	7,57 b	27,84 a	27,49 b	59,95 a	13,38 a	20,79 a
Nitr. potencial <sup>10</sup>	0,39 a	0,56 a	0,56 a	0,37 a	0,26 a	0,24 a	0,27 a	0,13 a

Em cada estação e região, médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste F a 10%.

<sup>1</sup> pH H<sub>2</sub>O (1:2,5); <sup>2</sup> dag dm<sup>-3</sup>; <sup>3</sup> µg CBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>4</sup> porcentagem; <sup>5</sup> µmol CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> solo seco h<sup>-1</sup>; <sup>6</sup> µg CO<sub>2</sub> µg CBM<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>; <sup>7</sup> µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>8</sup> µg NBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>9</sup> µg N-mineralizável g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>10</sup> Δ NO<sub>3</sub> h<sup>-1</sup> (µg h<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup> solo seco).

Quadro 24 – Valores de indicadores microbiológicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Latossolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH <sup>1</sup>	4,37 a	4,35 a	4,40 a	4,17 a	4,70 a	4,67 a	4,60 a	4,81a
Matéria orgânica <sup>2</sup>	7,10 b	8,90 a	3,26 a	3,54 a	4,22 b	5,89 a	3,97a	4,64 a
CBM <sup>3</sup>	263,08 b	346,68 a	153,34 b	239,29 a	31,66 b	108,05 a	113,37 a	128,43 a
qMIC <sup>4</sup>	0,66 a	0,67 a	0,78 b	1,16 a	0,13 a	0,31 a	0,50 a	0,49 a
Resp. basal <sup>5</sup>	0,091 a	0,115 a	0,058 a	0,093 a	0,054 a	0,100 a	0,087 b	0,147 a
qCO <sub>2</sub> <sup>6</sup>	0,363 a	0,351 a	0,427 a	0,414 a	1,915 a	1,011 a	0,861 a	1,218 a
Fosf. ácida <sup>7</sup>	258,86 a	329,14 a	98,59 b	316,00 a	141,36 b	339,72 a	205,43 b	339,35 a
Fosf. alcalina <sup>7</sup>	58,39 a	84,12 a	7,68 a	38,20 a	26,53 a	56,45 a	22,26 b	67,61 a
β-glicosidase <sup>7</sup>	104,11a	123,29 a	57,15 a	98,67 <sup>a</sup>	54,76 a	72,66 a	84,14 a	108,73 a
NBM <sup>8</sup>	80,21 a	72,78 a	38,05 a	60,04 a	39,46 a	63,90 a	67,42 a	69,07 a
N-mineralizável <sup>9</sup>	43,17 a	41,37 a	14,90 a	35,92 a	13,45 b	45,86 a	32,67a	42,05 a
Nitr. potencial <sup>10</sup>	0,47 a	0,59 a	0,17 a	0,44 a	0,22 a	0,40 a	0,20 b	0,49 a

Em cada estação e região, médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste F a 10%.

<sup>1</sup> pH H<sub>2</sub>O (1:2,5); <sup>2</sup> dag dm<sup>-3</sup>; <sup>3</sup> µg CBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>4</sup> porcentagem; <sup>5</sup> µmol CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> solo seco h<sup>-1</sup>; <sup>6</sup> µg CO<sub>2</sub> µg CBM<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>; <sup>7</sup> µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>8</sup> µg NBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>9</sup> µg N-mineralizável g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>10</sup> ΔNO<sub>3</sub> h<sup>-1</sup> (µg h<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup> solo seco).

Quadro 25 – Valores de indicadores microbiológicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação seca

Variável	Estação Seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH <sup>1</sup>	4,28 b	4,89 a	4,30 a	4,78 a	4,36 a	4,68 a	4,35 a	4,52 a
Matéria orgânica <sup>2</sup>	6,49 a	5,78 a	2,53 b	4,25 a	4,87 a	5,85 a	3,61a	3,89 a
CBM <sup>3</sup>	160,82 b	203,65 a	91,73 b	190,72 a	91,31 b	142,70 a	88,70 a	63,49 a
qMIC <sup>4</sup>	0,43 b	0,60 a	0,63 b	0,78 a	0,33 a	0,42 a	0,44 a	0,28 b
Resp. basal <sup>5</sup>	0,043 a	0,085 a	0,037 b	0,169 a	0,085 a	0,120 a	0,047 b	0,125 a
qCO <sub>2</sub> <sup>6</sup>	0,282 a	0,434 a	0,414 b	0,906 a	0,987a	0,887a	0,592 b	2,106 a
Fosf. ácida <sup>7</sup>	193,35 a	277,82 a	207,16 b	430,11 a	267,85 a	315,14 a	266,31 a	361,35 a
Fosf. alcalina <sup>7</sup>	25,74 a	63,61 a	7,12 b	77,45 a	41,82 a	54,50 a	22,70 a	57,40 a
β-Glicosidase <sup>7</sup>	108,00 a	120,36 a	66,93 b	127,61 a	74,61a	81,10 a	56,35 a	95,44 a
NBM <sup>8</sup>	46,21 b	86,67 a	30,67 b	100,45 a	37,53 a	50,06 a	47,63 b	72,46 a
N-mineralizável <sup>9</sup>	23,72 b	36,17 a	9,39 b	39,31 a	29,39 b	59,13 a	29,29 a	36,33 a
Nitr. potencial <sup>10</sup>	0,36 a	0,72 a	0,48 a	0,29 a	0,12 a	0,26 a	0,14 a	0,30 a

Em cada estação e região, médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste F a 10%.

<sup>1</sup> pH H<sub>2</sub>O (1:2,5); <sup>2</sup> dag dm<sup>-3</sup>; <sup>3</sup> µg CBM g<sup>-1</sup> Solo seco; <sup>4</sup> porcentagem; <sup>5</sup> µmol CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> solo seco h<sup>-1</sup>; <sup>6</sup> µg CO<sub>2</sub> µg CBM<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>; <sup>7</sup> µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>8</sup> µg NBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>9</sup> µg N-mineralizável g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>10</sup> ΔNO<sub>3</sub> h<sup>-1</sup> (µg h<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup> solo seco).

Quadro 26 – Valores de indicadores microbiológicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce para Cambissolo na estação chuvosa

Variável	Estação Chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
pH <sup>1</sup>	4,36 a	4,77 a	4,54 a	4,56 a	4,55 a	4,65 a	4,56 a	4,15 a
Matéria orgânica <sup>2</sup>	6,16 a	4,80 a	2,22 b	4,43 a	4,27a	5,05 a	4,37 a	4,62 a
CBM <sup>3</sup>	256,03 a	202,47 a	69,04 a	59,69 a	114,86 a	151,34 a	192,74 a	216,18 a
qMIC <sup>4</sup>	0,73 a	0,72 a	0,57 a	0,21 b	0,47 a	0,52 a	0,76 a	0,79 a
Resp. basal <sup>5</sup>	0,082 b	0,201 a	0,035 b	0,156 a	0,068 b	0,125 a	0,094 a	0,110 a
qCO <sub>2</sub> <sup>6</sup>	0,353 a	1,368 a	0,762 b	3,793 a	0,634 a	0,874 a	0,543 a	0,548 a
Fosf. ácida <sup>7</sup>	180,33 a	266,85 a	135,69 b	410,38 a	306,21 a	384,77 a	322,50 a	245,93 a
Fosf. alcalina <sup>7</sup>	36,79 a	37,28 a	20,01a	48,71 a	29,87 a	47,42 a	24,66 a	50,59 a
β-glicosidase <sup>7</sup>	99,91a	144,43 a	52,18 a	120,72 a	65,09 a	84,27a	88,45 a	93,56 a
NBM <sup>8</sup>	58,63 a	64,26 a	32,67 b	91,69 a	71,57 a	44,80 a	83,94 a	82,92 a
N-mineralizável <sup>9</sup>	19,77 b	72,29 a	6,19 b	60,50 a	14,75 b	51,91 a	35,08 a	42,01 a
Nitr. potencial <sup>10</sup>	0,52 a	0,41 a	0,29 a	0,32 a	0,10 a	0,21 a	0,42 a	0,38 a

Em cada estação e região, médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste F a 10%.

<sup>1</sup> pH H<sub>2</sub>O (1:2,5); <sup>2</sup> dag dm<sup>-3</sup>; <sup>3</sup> µg CBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>4</sup> porcentagem; <sup>5</sup> µmol CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> solo seco h<sup>-1</sup>; <sup>6</sup> µg CO<sub>2</sub> µg CBM<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>; <sup>7</sup> µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>8</sup> µg NBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>9</sup> µg N-mineralizável g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>10</sup> ΔNO<sub>3</sub> h<sup>-1</sup> (µg h<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup> solo seco).

Quadro 27 – Frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) do uso da terra (eucalipto vs mata)

Região	Indicadores Microbiológicos									
	CBM	NBM	Resp. Basal	Nitrif. Potencial	Nitrogênio Mineralizável	Fosf. Ácida	Fosf. Alcalina	b-Glicosidase	qMIC	qCO <sub>2</sub>
Virginópolis	75%	25%	50%	0%	75%	0%	0%	0%	50%	0%
Belo Oriente	75%	75%	75%	0%	75%	100%	25%	25%	100%	50%
Cocais	75%	0%	25%	0%	100%	50%	0%	0%	0%	0%
Santa Bárbara	0%	25%	50%	25%	0%	50%	25%	0%	50%	50%
SOLO										
Cambissolo	37,5%	50%	40%	0%	75%	25%	12,5%	12,5%	50%	37,5%
Latossolo	75%	12,5%	37,5%	12,5%	50%	75%	12,5%	0%	50%	12,5%
ESTAÇÃO										
Seca	75%	50%	50%	0%	75%	50%	12,5%	12,5%	75%	37,5%
Chuvosa	37,5%	12,5%	50%	12,5%	50%	50%	12,5%	0%	25%	12,5%

CBM,  $\mu\text{g CBM g}^{-1}$  Solo seco; NBM,  $\mu\text{g NBM g}^{-1}$  Solo seco; Resp. Basal,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1}$  Solo seco  $\text{h}^{-1}$ ; Nitrif. Potencial,  $\Delta \text{NO}_3 \text{ h}^{-1}$  ( $\mu\text{g h}^{-1} \text{ g}^{-1}$  Solo seco); Nitrogênio Mineralizável,  $\mu\text{g N-mineralizável g}^{-1}$  Solo seco; Fosf. Ácida, Fosf. Alcalina, e  $\beta$ -Glicosidase,  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  Solo seco; qMIC, porcentagem; qCO<sub>2</sub>,  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g CBM}^{-1} \text{ d}^{-1}$ .

Quadro 28 – Valores de indicadores microbiológicos no solo, camada de 0 a 10 cm, sob eucalipto e mata em quatro regiões do Vale do Rio Doce em estação seca e chuvosa

Variável	Estação seca							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
CBM <sup>1</sup>	156,69 b	236,62 a	94,90 b	185,09 a	74,15 b	128,72 a	76,35 a	77,74 a
qMIC <sup>2</sup>	0,38 b	0,54 a	0,61 b	0,83 a	0,28 b	0,39 a	0,36 a	0,37 a
Resp. basal <sup>3</sup>	0,044 b	0,100 a	0,026 b	0,127 a	0,069 b	0,109 a	0,042 b	0,107 a
qCO <sub>2</sub> <sup>4</sup>	0,299 a	0,492 a	0,292 b	0,704 a	0,978 a	0,894 a	0,610 b	1,577 a
Fosf. ácida <sup>5</sup>	221,3 a	275,9 a	167,35 b	362,55 a	224,21 b	311,28 a	258,95 b	379,34 a
Fosf. alcalina <sup>5</sup>	27,83 b	61,48 a	9,04 b	54,93 a	35,27 a	47,18 a	21,72 a	42,86 a
β-glicosidase <sup>5</sup>	93,70 a	99,67 a	61,99 b	108,78 a	67,24 a	71,12 a	55,47 a	80,65 a
NBM <sup>6</sup>	55,91 a	72,82 a	21,44 b	75,47 a	31,34 a	47,97 a	41,90 b	60,23 a
N-mineralizável <sup>7</sup>	28,11 a	28,46 a	8,48 b	33,57 a	28,44 b	59,54 a	21,33 a	28,56 a
Nitr. potencial <sup>8</sup>	0,37 a	0,64 a	0,52 a	0,33 a	0,19 a	0,25 a	0,20 a	0,22 a

Variável	Estação chuvosa							
	Virginópolis		Belo Oriente		Cocais		Santa Bárbara	
	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata	Eucalipto	Mata
CBM <sup>1</sup>	259,56 a	274,58 a	111,19 a	149,49 a	73,26 b	129,70 a	153,06 a	172,31 a
qMIC <sup>2</sup>	0,69 a	0,69 a	0,68 a	0,68 a	0,30 a	0,42 a	0,63 a	0,64 a
Resp. basal <sup>3</sup>	0,086 b	0,158 a	0,046 b	0,125 a	0,061 b	0,113 a	0,091 b	0,129 a
qCO <sub>2</sub> <sup>4</sup>	0,358 a	0,860 a	0,595 b	2,104 a	1,274 a	0,942 a	0,702 a	0,883 a
Fosf. ácida <sup>5</sup>	219,59 b	297,99 a	117,14 b	363,19 a	223,79 b	362,25 a	263,96 a	292,64 a
Fosf. alcalina <sup>5</sup>	47,59 a	60,70 a	13,84 b	43,45 a	28,20 b	51,93 a	23,46 b	59,10 a
β-glicosidase <sup>5</sup>	102,00 a	133,90 a	54,70 b	109,70 a	59,90 a	78,50 a	86,30 a	101,10 a
NBM <sup>6</sup>	69,42 a	68,52 a	35,36 b	75,86 a	55,51 a	54,35 a	75,78 a	76,00 a
N-mineralizável <sup>7</sup>	31,47 b	56,83 a	10,54 b	48,21 a	14,10 b	48,89 a	33,88 a	42,03 a
Nitr. potencial <sup>8</sup>	0,50 a	0,50 a	0,23 a	0,38 a	0,16 a	0,30 a	0,30 a	0,44 a

Em cada estação e região, médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste F a 10%.

<sup>1</sup> µg CBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>2</sup> porcentagem; <sup>3</sup> µmol CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> solo seco h<sup>-1</sup>; <sup>4</sup> µg CO<sub>2</sub> µg CBM<sup>-1</sup> d<sup>-1</sup>; <sup>5</sup> µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>6</sup> µg NBM g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>7</sup> µg N-mineralizável g<sup>-1</sup> solo seco; <sup>8</sup> ΔNO<sub>3</sub> h<sup>-1</sup> (µg h<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup> solo seco).

CBM da mata acima de 100 % na mesma estação (Quadro 28). Entretanto, nas duas estações, os valores de CBM não diferiram estatisticamente nos solos sob as duas coberturas, eucalipto e mata (Quadro 28). A cultura do eucalipto não ocasionou redução dos valores de CBM no solo, quando comparados com os valores de CBM no solo sob mata natural na região do Vale do Rio Doce-MG (SANTOS, 2004). A textura do solo sob eucalipto em Santa Bárbara varia de argilosa a muito argilosa (Quadro 7A) e o solo sob mata da mesma região de argila arenosa a argilosa (Quadro 7A). Solos apresentando textura mais argilosa, comumente, apresentam maior reserva de C-orgânico (SILVA; MENDONÇA, 2007), constituindo-se em maior reserva de substrato para o crescimento da biomassa microbiana (van VEEN *et al.*, 1987). Em solos com alto teor de argila, sob três diferentes habitats de floresta subtropical em Belize-América Central, foi verificado o aumento do CBM após dois dias de chuva intensa, em comparação com solos menos argilosos (EATON, 2001). Em solos sob povoamentos de eucalipto, com sete anos de idade, os teores de C-orgânico e N total foram fortemente influenciados pelo teor de argila (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2005), como mostrado pelas regressões lineares simples do teor de C orgânico ( $C = 0,398 + 0,012 \text{ ARG}$ ,  $R^2 = 0,767$ ,  $p < 0,01$ ) e N total ( $N = 0,934 + 0,930 \text{ ARG}$ ,  $R^2 = 0,934$ ,  $p < 0,01$ ). Essa característica dos solos mais argilosos, aliada às condições climáticas mais amenas conferidas pela altitude de Santa Bárbara, pode concorrer para o aumento do CBM do eucalipto. Na estação chuvosa o CBM discriminou o efeito do uso da terra apenas na região de Cocais (Quadro 28), cujos valores de CBM foram similares aos da estação seca. Nesta região, a de maior altitude, a camada de manta orgânica é maior e o arranque das mudas de eucalipto é mais demorado do que em Belo Oriente.

Com o desdobramento da interação tripla, em que a classe de solo é considerada, os valores de CBM foram mais altos nos solos sob mata do que os encontrados nos solos sob eucalipto para Latossolo nas duas estações avaliadas e Cambissolo na estação seca (Quadros 23 a 25). No entanto, os valores de CBM não diferiram ( $p < 0,10$ ) em Cambissolo sob as duas coberturas, eucalipto e mata, na estação chuvosa (Quadro 26). O cultivo mínimo é praticado em todas as áreas amostradas sob Cambissolo (Quadro 5). Esta técnica propicia maior conservação da MOS (GATTO, 2000), bem como

mantém a umidade do solo, que influencia positivamente a atividade da microbiota do solo (LUIZÃO *et al.*, 1992; GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2005), contribuindo indiretamente para manutenção de uma maior biomassa microbiana. Além disso, a biomassa microbiana existente na serapilheira pode contribuir como fonte de C e N maior que a biomassa microbiana do solo na profundidade de 0 a 10 cm, em solos com limitação desses nutrientes (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2008).

O efeito de época avaliado em nível de tendência permite inferir que os valores de CBM foram mais altos na estação chuvosa do que na estação seca para a maioria das situações (Quadros 23 a 26, e 28). O aumento das precipitações concomitantemente ao aumento de temperatura, característicos desta estação, resultam no aumento da atividade microbiana seguida de sua multiplicação e conseqüentemente do aumento na taxa de decomposição da manta orgânica, que foi acumulada durante a estação seca (VASCONCELOS *et al.*, 2007; VASCONCELOS *et al.*, 2008). O mesmo foi verificado para os teores de CBM e NBM em plantios de eucalipto na região sudeste do Brasil, incluindo Guanhães-MG, situada na região do Vale do Rio Doce (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2005). Comportamento inverso foi verificado em savana semi-árida do Zimbábue-África, onde os valores máximos de biomassa microbiana foram registrados na estação seca, enquanto os menores valores foram registrados na estação chuvosa (MLAMBO *et al.*, 2007). Esse também é o observado na dinâmica da biomassa microbiana nas estações seca e chuvosa em savanas da Etiópia-África, e florestas tropicais sazonais da Índia e México (SINGH *et al.*, 1989; CAMPO *et al.*, 1998; MICHELSEN *et al.*, 2004). O aumento da demanda de nutrientes pelas plantas, cujo pico de crescimento vegetativo ocorre na estação chuvosa, concorre para o decréscimo da biomassa microbiana, bem como a competição com nematóides (SINGH *et al.*, 1989; SRIVASTAVA, 1992).

De modo geral, os valores NBM em solos sob eucalipto apresentaram tendência a aumento na estação chuvosa, em relação à seca (Quadro 28), mesmo comportamento verificado para os valores de CBM nas épocas seca e chuvosa. Correlações positivas entre o CBM e o NBM ( $r = 0,93$ ;  $p < 0,001$ ) têm sido relatadas em solos sob povoamentos de eucalipto (CHAER; TÓTOLA, 2007) e anteriormente foi constatada a existência de alta correlação entre o

CBM e o NBM pelo método da ninhidrina reativa (JOERGENSEN *et al.*, 1990). No entanto, mostrou-se menos sensível que o CBM para discriminar o efeito do uso da terra pelo eucalipto (Quadro 27).

Os valores de NBM foram mais altos em Latossolos sob mata do que os valores encontrados em Latossolos sob eucalipto para região de Belo Oriente, na estação seca (Quadro 23). Os valores de NBM não diferiram ( $p < 0,10$ ) nos solos sob as duas coberturas, eucalipto e mata, na estação chuvosa (Quadro 24). Os valores de NBM discriminaram o efeito do uso da terra pelo eucalipto (Quadro 25) das regiões de Virgíópolis, Belo Oriente e Santa Bárbara, na estação seca, com exceção da região de Cocais. Na estação chuvosa (Quadro 26), os valores de NBM diferiram estatisticamente apenas em Cambissolo na região de Belo Oriente. O nitrogênio da biomassa microbiana mostrou-se sensível para discriminar o efeito do uso da terra em Cambissolos (Quadro 27).

Os valores de qMIC variaram de 0,02 a 0,98% (Quadros 9A), valores considerados como baixos quando em comparação aos encontrados em solo sob povoamentos de eucalipto na região do Vale do Rio Doce (SANTOS, 2004) e Botucatu-SP (CHAER; TÓTOLA, 2007). Esses autores relatam valores de qMIC de 0,2 a 0,8 % em solos arenosos sob povoamentos de eucalipto no Espírito Santo, em campanhas realizadas no final da estação chuvosa. Todos os solos amostrados apresentam baixa fertilidade natural e acidez elevada (Quadro 1A), são distróficos, sendo a maioria deles ricos em  $Al^{3+}$  (Quadros 1A a 6A). Estes fatores de estresse, conjugados, restringem a capacidade de utilização do carbono orgânico (CO) pelos microrganismos (WARDLE, 1994), diminuindo o qMIC (TÓTOLA; CHAER, 2002). Outro fator que contribui para a diminuição dos valores de qMIC é a alta eficiência de utilização dos nutrientes pelo eucalipto e conseqüentemente, a produção de serapilheira de baixa qualidade nutricional (GAMA-RODRIGUES; BARROS, 2002). Os perfis amostrados situam-se na posição topográfica de encosta, variando do meio ao topo da mesma (Quadro 5), com relevo ondulado a forte ondulado. Nestas condições, o acúmulo de matéria seca na forma de resíduos orgânicos que irão compor a serapilheira tende a ser menor do que em locais planos. Em florestas tropicais, o acúmulo de matéria seca no material formador da serapilheira foi maior ( $7,5 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$ ) sob solos de baixa fertilidade do que em solos de áreas montanhosas, com  $6,3 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$  (CORREIA e ANDRADE, 1999).

Na estação seca a frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) do qMIC foi de 75% e apenas de 25% para a estação chuvosa (Quadro 27). Com o desdobramento da interação tripla, os valores de qMIC discriminaram o efeito do uso da terra pelo eucalipto em Latossolos (Quadro 23) e Cambissolos (Quadro 25) das regiões de Virginópolis, Belo Oriente e Santa Bárbara, na estação seca, exceto em Cocais. Os maiores valores de qMIC foram verificados na mata, indicando que em solos sob a cultura do eucalipto a eficiência da biomassa microbiana em imobilizar carbono pode diminuir na estação seca (Quadro 23 e 25). Na região de Cocais (Quadro 23 e 25) os plantios de eucalipto tinham apenas 1 ano de idade na época de coleta, situação que pode sinalizar um aumento do qMIC pela adição de nutrientes limitantes (WARDLE, 1994) via adubação de plantio e cobertura. Em Santa Bárbara, na estação seca, o qMIC encontrado em Cambissolo sob eucalipto foi maior que o da mata. As características texturais dos Cambissolos sob eucalipto e mata (Quadro 7A) juntamente com as condições climáticas (Quadro 4) desta região podem contribuir para o aumento do valor de qMIC para o eucalipto. Além disso, as adubações de manutenção realizadas nos primeiros anos após o plantio do eucalipto podem ter colaborado para o aumento do qMIC.

Na estação chuvosa, os valores do qMIC foram estatisticamente significativos apenas nos perfis de Latossolo (Quadro 24) e Cambissolo (Quadro 26) da região de Belo Oriente. Em fevereiro de 2007 a idade das plantas de eucalipto era de dois anos. A região de Belo Oriente localiza-se na menor altitude, com as áreas de mata e eucalipto amostradas na altitude de 250 m (Quadro 4). A temperatura máxima é de 31,2 °C e a média de 24,8 °C (Quadro 4). Esta região também apresenta déficit hídrico de 335 mm, evapotranspiração de referência ( $ET_0$ ) de 3,02 (Quadro 4) e menores produtividades em relação às demais regiões. O índice de qualidade do solo (IQS) foi menor para os solos de Belo Oriente, comparativamente aos de Virginópolis (MENEZES, 2005). A taxa de seqüestro de C no solo pelo cultivo do eucalipto foi de apenas 0,29 t ha<sup>-1</sup> ano<sup>-1</sup> em Belo Oriente e 0,42 t ha<sup>-1</sup> ano<sup>-1</sup> em Virginópolis (LIMA *et al.*, 2008). Todos esses fatores concorrem para os baixos valores dos indicadores microbiológicos verificados em Belo Oriente, bem como do efeito significativo quando a classe de solo é considerada (Quadro 24) no desdobramento da interação tripla.

No desdobramento da interação dupla (Quadro 28), os valores de qMIC foram maiores na mata do que no eucalipto na estação seca, com exceção dos de Santa Bárbara que não diferiram ( $p < 0,10$ ) foram estatisticamente significativos. Na estação chuvosa (Quadro 28) o qMIC não discriminou em nenhuma das regiões o efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto, contrastando com o relatado para valores de qMIC no Vale do Rio Doce-MG (SANTOS, 2004). A autora considerou as estações seca e chuvosa, mas não fizeram parte do escopo do estudo as diferenças quanto às classes de solo.

Os valores de respiração basal foram menores no solo sob eucalipto do que no solo sob mata nas estações seca e chuvosa (Quadro 28), refletindo sua maior sensibilidade para discriminar o efeito do uso da terra dentro das quatro regiões estudadas. Resultados similares foram encontrados em solos sob florestas e mata nativa na região do Vale do Rio Doce-MG e em Botucatu-SP (SANTOS, 2004; CHAER; TÓTOLA, 2007). Nas regiões de Virginópolis e Belo Oriente a atividade respiratória basal foi menor na camada de 0 a 20 cm para quase todos os perfis modais em ambas as estações amostradas (Quadro 12A). Resultados similares foram encontrados em solos sob plantios de eucalipto e mata natural na profundidade de 5 a 20 cm, comparativamente a profundidade de 0 a 5 cm (CHAER; TÓTOLA, 2007). Os maiores valores de respiração basal encontrados nos solos sob mata indicam uma maior atividade microbiana nessas áreas, reflexo de uma biomassa microbiana maior (Quadro 28); diferenças qualitativas das serapilheiras das diferentes coberturas florestais; e diferenças na composição das comunidades microbianas do solo. A serapilheira do eucalipto geralmente é maior, comparativamente às florestas naturais (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 1997; 2002; 2008), em parte em razão do menor teor de N e aos valores mais altos das relações C:N, lignina:N e (lignina + celulose):N (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2002). Em solos de tabuleiro do Sul da Bahia sob povoamentos florestais, puros e mistos, foi verificado, mediante análise multivariada que o CBM foi o indicador que mais contribuiu (27,73 %) para a distinção de diferentes coberturas florestais, sendo que o C-orgânico contribuiu com apenas 6,06% (GAMA-RODRIGUES, 1997).

Quando o efeito do uso da terra é avaliado dentro de cada combinação de classe de solo e de cada região a respiração basal torna-se menos sensível (Quadros 23 a 26). A frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) da

respiração basal foi de 37,5 % para Latossolo e 40 % para Cambissolo (Quadro 27). A respiração basal foi mais sensível para detectar o efeito do uso do solo pelo eucalipto na região de Belo Oriente, com 75 % dos efeitos significativos (Quadro 27).

A análise do efeito de época em nível de tendência possibilita afirmar que os valores de  $qCO_2$ , taxa de respiração por unidade de biomassa microbiana, foram maiores na estação chuvosa, comparativamente à estação seca (Quadro 28). Os valores de  $qCO_2$  quando significativos foram menores no solo sob eucalipto do que no sob mata nas estações seca e chuvosa (Quadro 28). Valores de  $qCO_2$  também maiores foram relatados para as estações, seca e chuvosa, em mata e pastagem na posição topográfica de baixada (SANTOS, 2004). Contudo, segundo a autora, os valores de  $qCO_2$  não discriminaram os diferentes manejos do eucalipto, nas posições topográficas de baixada e encosta, em ambas as épocas. Em solos arenosos do estado de São Paulo o resultado foi o oposto, o baixo valor de  $qCO_2$  foi encontrado no solo sob vegetação natural (CHAER; TÓTOLA, 2007). Neste trabalho, o solo sob eucalipto em que o manejo da reforma consistiu na retirada dos restos culturais foi o que apresentou o menor valor de  $qCO_2$ , valor que não diferiu do obtido para o solo sob vegetação natural. O solo sob eucalipto com onze anos de idade, onde a ciclagem biogeoquímica ocorre de forma similar à da floresta nativa não manejada, apresenta valor de  $qCO_2$  significativamente mais alto que a área de vegetação natural (CHAER; TÓTOLA, 2007).

De acordo com a teoria de Odum, uma biomassa (BM) será mais eficiente na utilização dos recursos do ecossistema quando aumentar a proporção de C incorporado ao tecido microbiano e diminuir o C liberado pela respiração como  $CO_2$  (ODUM, 1969). Assim, uma BM mais eficiente apresenta menor taxa respiratória e, portanto, menor  $qCO_2$  comparativamente a uma BM menos eficiente, que possui maior  $qCO_2$  (TÓTOLA; CHAER, 2002). Dessa forma, solos que apresentam baixo quociente metabólico refletem ambientes com menor grau de distúrbio ou estresse (ODUM, 1969), supostamente mais estáveis ou próximos do seu estado de equilíbrio (TÓTOLA; CHAER, 2002). No entanto, alguns autores questionam o uso do quociente microbiano como um índice apropriado para a avaliação do desenvolvimento e grau de distúrbio de um ecossistema (WARDLE; GHANI, 1995), visto que os valores de  $qCO_2$

aumentam nos estágios finais da sucessão ecológica de alguns ecossistemas, demonstrando que a aplicabilidade desse índice não é universal (WARDLE; GHANI, 1995; WARDLE *et al.*, 2004). Em uma cronosequência de 22.000 anos (*Franz Josef Glacier Chronosequence*) foi verificado que os valores do  $qCO_2$  são maiores nos estágios iniciais de uma sucessão, decrescem durante a sucessão, tornando a aumentar nos estágios finais da mesma (WARDLE; GHANI, 1995; WARDLE *et al.*, 2004). O  $qCO_2$  aumenta no início, em razão dos primeiros estágios representarem um período de grande distúrbio ao ecossistema e tornam a aumentar nos estágios finais, em razão da biomassa microbiana ser inibida por estresse, como por exemplo a depleção de nutrientes dada a produção de *litter* com qualidade inferior nos estágios finais da sucessão (WARDLE; GHANI, 1995). O aumento da limitação de fósforo (P) no ecossistema ao longo do tempo tem sido considerado como determinante na queda da qualidade do litter (WARDLE *et al.*, 2004).

O  $qCO_2$  foi um indicador sensível para avaliação do efeito do uso da terra apenas nas regiões de Santa Bárbara e de Belo Oriente (Quadros 23 a 26), apresentando valores maiores para a mata. Na estação seca, foi permitida a retirada de árvores adultas de eucalipto existentes nas áreas de mata em Santa Bárbara. O distúrbio provocado nessas áreas favoreceu o aumento dos valores de  $qCO_2$  (Quadros 23 e 25). Nas outras regiões, mesmo com o desdobramento da interação tripla, não foram observados efeitos significativos (Quadros 23 a 26) com o uso desse indicador para avaliar o efeito do uso da terra pela cultura do eucalipto. Outro fator estressante que pode contribuir para o aumento dos valores de  $qCO_2$  é o baixo pH encontrado em todos os solos amostrados.

Solo sob vegetação nativa, com mínima utilização antrópica, tem sido considerado como a referência a ser adotada na avaliação da qualidade do solo (DICK, 1994; DORAN *et al.*, 1994; TRASAR-CEPEDA *et al.*, 1998) por serem áreas em estado de equilíbrio e consideradas mais estáveis do que as de ambientes manejados. No entanto, as áreas de vegetação nativa podem apresentar variados graus de distúrbio, bem como, diferentes níveis de estresse (WARDLE; GHANI, 1995; WARDLE *et al.*, 2004). Os distúrbios são causados por mudanças climáticas, chuva ácida, entre outros. As fontes estressoras advêm da baixa disponibilidade de nutrientes, da perda de

nutrientes do sistema solo-planta, baixos valores de pH do solo, portanto, nem toda área de vegetação não manejada pode ser considerada como um ambiente estável.

A mata deve ser entendida como uma referência absoluta, onde não há interferência antrópica direta. A comparação de um ecossistema manejado com a referência absoluta visa avaliar em que magnitude a qualidade do solo manejado distancia-se da qualidade do solo do ambiente natural. A adoção de uma segunda referência em áreas manejadas é válida para se estudar qual sistema de uso antrópico é mais impactante sobre qualidade do solo, ou o quanto a qualidade do solo de uma área com o mesmo uso da terra foi afetada comparativamente a uma área padrão. O uso de uma segunda referência tida como padrão é especialmente interessante para a cultura do eucalipto, visto que em áreas da região do Vale do Rio Doce foi verificado que a produtividade florestal está relacionada à qualidade do solo para um mesmo material genético, cultivado em condições similares de manejo e clima (Menezes, 2005). O solo sob eucalipto com o maior índice de qualidade do solo (IQS) representa a referência-padrão, com a qual outros solos sob eucalipto serão comparados visando a implementação de manejos que mantenham ou aumentem o IQS dos mesmos.

O efeito de época avaliado em nível de tendência mostra que a atividade das fosfatases, ácida e alcalina, e da  $\beta$ -glicosidase, quando significativa, foi maior nas áreas de mata do que nas de eucalipto em ambas as estações (Quadro 28), padrões similares aos de outros trabalhos na região do Vale do Rio Doce-MG (LAZARI, 2001; SANTOS 2004) e em solos sob plantio de eucalipto e vegetação nativa em Botucatu-SP (CHAER; TÓTOLA, 2007). A atividade das enzimas responsáveis pela mineralização do fósforo orgânico e decomposição de compostos orgânicos de carbono assume maior importância em solos sob florestas não manejadas, onde a matéria orgânica é a principal fonte de nutrientes para as plantas.

Os valores de atividade de fosfatase ácida foram equivalentes a 90,97 a 574,92  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo seco, enquanto os da fosfatase alcalina na estação seca variaram de 4,15 a 123, 68  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo seco, e de 6,80 a 109,50  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo na estação chuvosa (Quadro 13A). Os valores de atividade desta enzima foram os menores entre os das avaliadas (Quadro

13A), provavelmente em razão dos baixos valores de pH em todos os solos amostrados.

A frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) da atividade da fosfatase ácida foi de 75 % para Latossolo e 25 % para Cambissolo (Quadro 27). A atividade da fosfatase ácida foi mais sensível para detectar o efeito do uso do solo pelo eucalipto na região de Belo Oriente, com 100 % dos efeitos significativos, seguida das regiões de Cocais e Santa Bárbara com 50 % e, nenhum efeito significativo para a região de Virginópolis (Quadro 27). Nas duas estações, seca e chuvosa a frequência de efeitos significativos da atividade da fosfatase ácida foi a mesma, com 50 % (Quadro 27). Nenhuma das enzimas analisadas apresentou efeitos significativos para a região de Virginópolis (Quadro 27).

A enzima  $\beta$ -glicosidase não foi sensível para discriminar o efeito do uso da terra com eucalipto, exceto na região de Belo Oriente em Cambissolos na estação seca (Quadro 25). A  $\beta$ -glicosidase está relacionada à etapa final de decomposição da celulose, na qual catalisa a hidrólise de resíduos do dissacarídeo celobiose em  $\beta$ -D-glicopiranosídeos (EIVAZI; TABATABAI, 1988). Essa enzima foi sensível para discriminar o manejo utilizado em um parreiral comparativamente à vegetação nativa do tipo Cerradão (MATSUOKA *et al.*, 2003). Estes autores verificaram maior atividade da  $\beta$ -glicosidase e níveis mais elevados de C prontamente mineralizável na entrelinha do parreiral, onde restos culturais de soja, milho e algodão foram usados como cobertura morta e capim-pé-de-galinha como cobertura viva. Solos sob diferentes coberturas florestais podem apresentar menor potencial de decomposição da matéria orgânica em razão de elevados teores da relação (lignina + polifenóis)/N (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 1997). Em áreas de vegetação nativa a diversidade de espécies vegetais e a complexidade dos resíduos vegetais que chegam à superfície do solo podem refletir na menor atividade da  $\beta$ -glicosidase (MATSUOKA *et al.*, 2003). Em vista da relação C:N da serapilheira do eucalipto ser maior do que a encontrada em diferentes formações nativas (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2008) houve acúmulo de serapilheira, decorrente de sua baixa taxa de decomposição. Estes fatores podem contribuir para uma menor atividade da  $\beta$ -glicosidase em solos sob eucalipto e mata (Quadros 23 a 26),

como também para menor frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) nos solos sob as duas coberturas (Quadro 27).

Os valores de N-min variaram de 87,14 a 1,44  $\mu\text{g}$  de N-min  $\text{g}^{-1}$  de solo seco (Quadro 14A). Quando significativos foram, na maioria das vezes, mais elevados nos solos sob mata (Quadros 23 a 26), resultados condizentes com os encontrados em solos sob plantios de eucalipto e mata nativa na região do Vale do Rio Doce-MG (LAZARI, 2001) e Botucatu-SP (CHAER; TÓTOLA, 2007). Este indicador mostrou-se sensível para detectar o efeito do uso do solo pelo eucalipto nas regiões de Virgíópolis, Belo Oriente e Cocais (Quadro 28). Ao considerar a classe de solo, com o desdobramento da interação tripla, foi verificado que o N-min foi mais sensível em Cambissolos nas estações seca e chuvosa (Quadros 25 e 26), com exceção da Região de Santa Bárbara. Em Santa Bárbara, os solos sob eucalipto são mais argilosos do que os solos sob mata (Quadro 7A). Solos com textura mais argilosa, geralmente, apresentam maiores concentrações de N e maiores taxas de mineralização do nitrogênio e nitrificação (NEILL *et al.*, 1997). Essa diferença textural pode estar relacionada ao aumento do N-min nos solos sob eucalipto e, conseqüentemente, a maior proximidade com os valores de N-min dos solos sob mata. Em Latossolos o N-min foi mais sensível na estação seca (Quadro 23) do que na chuvosa (Quadro 24) e, da mesma forma, não foi verificado efeito significativo em Santa Bárbara (Quadros 23 e 24). A ausência do efeito de sazonalidade nas taxas de mineralização do nitrogênio em florestas tropicais tem sido relatada (NEILL *et al.*, 1997). No entanto, a taxa de mineralização do nitrogênio aumenta na estação chuvosa em florestas tropicais sazonais secas (SINGH; KASHYAP, 2006).

A nitrificação potencial foi significativa apenas para Latossolos da região de Santa Bárbara na estação chuvosa (Quadro 24), onde essa atividade potencial foi maior para o solo sob mata. A calagem contribui para o aumento da nitrificação (SILVA *et al.*, 1994), visto que maiores taxas de nitrificação são encontradas em solos com valores de pH próximos do neutro (SYLVIA *et al.*, 2005), a exemplo dos menos ácidos na Índia (SINGH; KASHYAP, 2006). A avaliação do efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto dentro de cada região mostrou que os valores obtidos com a nitrificação potencial não diferiram ( $p < 0,10$ ) em nenhuma das regiões nas estações seca e chuvosa (Quadro 28).

Na região do Vale do Rio Doce-MG foi mostrado que plantios mais jovens de eucalipto, de até três anos, apresentam taxas elevadas de nitrificação potencial e diminuição da nitrificação potencial em função do avanço da idade dos plantios (LAZARI, 2001). Com exceção do plantio de eucalipto de Virginópolis, com oito anos de idade, todos os demais são plantios mais jovens, com até dois anos, nos quais não foi verificado esse efeito de idade.

Na avaliação do efeito do uso da terra dentro de cada combinação de classe de solo e de cada região, a frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) do uso da terra (Quadro 27), considerando a classe de solo Latossolo, foi maior para o CBM (75 %) e a atividade da fosfatase ácida (75 %) e, em Cambissolo foi maior para o N-min (75 %) e o NBM (50 %). Na estação de chuvas (Quadro 27) essa frequência foi maior para a taxa de respiração basal, N-min e atividade da fosfatase ácida, todos com 50 %, enquanto na estação seca (Quadro 27) CBM, N-min e qMIC foram os mais sensíveis para detectar a ocorrência de mudanças, a frequência de efeitos significativos ( $p < 0,10$ ) correspondeu a 75 % com estes indicadores.

A atividade da  $\beta$ -glicosidase e a nitrificação potencial foram os indicadores microbiológicos menos sensíveis para discriminar o efeito do uso da terra pela cultura do eucalipto na região do Vale do Rio Doce-MG.

Após a análise dos indicadores microbiológicos e bioquímicos com o desdobramento da interação dupla e tripla foi possível estabelecer um conjunto mínimo de indicadores ou *minimum data set* (MDS) a serem incluídos em índices de qualidade do solo para avaliação e monitoramento da qualidade do solo das regiões de Virginópolis, Belo Oriente, Cocais e Santa Bárbara. Com o desdobramento da interação dupla, no qual a classe de solo não é considerada, o número mínimo de indicadores a serem incluídos são a respiração basal, o CBM, o qMIC, a fosfatase ácida e o N-mineralizável. Ao considerar a classe de solo nas regiões estudadas o conjunto mínimo de indicadores recomendados para a inclusão em índices de qualidade do solo são o CBM, o qMIC, o N-mineralizável, a atividade da fosfatase ácida, a taxa de respiração basal e o NBM.

Em face dos resultados dos indicadores microbiológicos e bioquímicos (Quadros 23 a 27) é plausível afirmar que a região de Belo Oriente apresenta a pior qualidade do solo, em comparação com as demais regiões avaliadas. Trabalhos anteriores na região do Vale do Rio Doce-MG, utilizando outros

indicadores que não os microbiológicos e bioquímicos, corroboram essa afirmativa (MENEZES, 2005; LIMA *et al.*, 2006; LIMA *et al.*, 2008).

#### **4.2 Comunidades microbianas do solo**

Os perfis eletroforéticos dos fragmentos do rDNA 16S, amplificados com os iniciadores universais do domínio Bactéria revelaram a presença de Unidades Taxonômicas Operacionais (UTOs) dominantes, correspondentes às bandas de maior intensidade, e UTOs menos abundantes, representadas pelas bandas de baixa intensidade (Figura 4).

A observação visual dos dois géis de DGGE, das três diferentes regiões avaliadas (Figura 4), mostra a presença de bandas de mesmo alinhamento, bem coradas, entre todas as raias dos dois géis. Estas bandas correspondem à UTOs dominantes, provavelmente, de populações de microrganismos estáveis perante as condições climáticas das regiões amostradas e diferenças quanto à classe de solo e uso da terra.

Em Belo Oriente (Figura 4, raias de 1 a 8) os perfis modais de eucalipto e mata sob Latossolo e Cambissolo apresentam padrões eletroforéticos diferenciados uns dos outros. Em Cocais (Figura 4, raias de 9 a 16), cuja metade das amostras foi aplicada no primeiro gel e a outra metade aplicada no segundo gel, as raias do primeiro gel diferiram das raias do segundo gel. Ambos os géis passaram pela eletroforese simultaneamente, no entanto, é possível notar um efeito de gel, a despeito das diferenças existentes entre os perfis das duas classes de solo.

As três primeiras raias referentes à região de Virginópolis (Figura 4, raias de 17 a 19) aparecem mais escuras que as demais (Figura 4, raias de 20 a 24), no entanto, apresentam padrão de bandeamento similar.

A análise de agrupamento foi usada para criar um dendrograma de similaridade (Figura 5) distinguindo dois grupos de mesma similaridade. O primeiro grupo, com aproximadamente 50 % de similaridade (Figura 5), é formado pelas raias de 2 a 8, representando a região de Belo Oriente, as raias de 9 a 12 representando os Latossolos da região de Cocais (Figura 4), e a raia

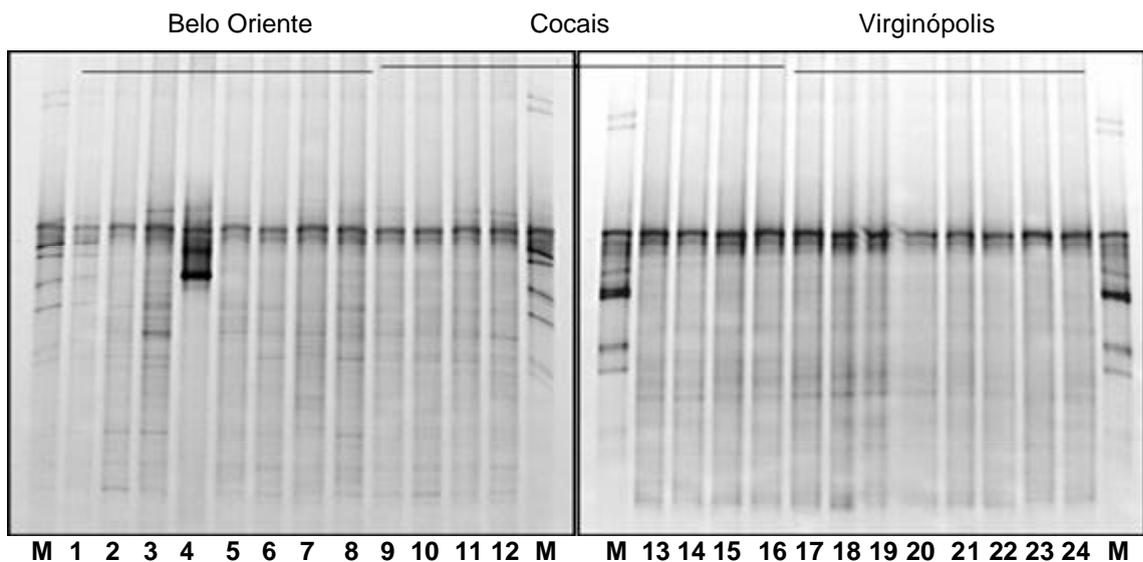


Figura 4 – Perfis eletroforéticos de DGGE de seqüências do rDNA 16S, da comunidade bacteriana do solo nas três regiões avaliadas. Raias de 1 a 4, eucalipto e mata sob latossolo (1- perfil 1 de eucalipto, 2- perfil 2 de eucalipto, 3- perfil 1 de mata, 4- perfil 2 de mata); Raias de 5 a 8, eucalipto e mata sob cambissolo (5- perfil 1 de eucalipto, 6- perfil 2 de eucalipto, 7- perfil 1 de mata, 8- perfil 2 de mata); Raias de 9 a 12, eucalipto e mata sob latossolo (9- perfil 1 de eucalipto, 10- perfil 2 de eucalipto, 11- perfil 1 de mata, 12- perfil 2 de mata); Raias de 13 a 16, eucalipto e mata sob cambissolo (13- perfil 1 de eucalipto, 14- perfil 2 de eucalipto, 15- perfil 1 de mata, 16- perfil 2 de mata); Raias de 17 a 20, eucalipto e mata sob latossolo (17- perfil 1 de eucalipto, 18- perfil 2 de eucalipto, 19- perfil 1 de mata, 20- perfil 2 de mata); Raias de 21 a 24, eucalipto e mata sob cambissolo (21- perfil 1 de eucalipto, 22- perfil 2 de eucalipto, 23- perfil 1 de mata, 24- perfil 2 de mata); M. marcador.

23 representando o perfil modal um de Cambissolo sob mata da região de Virginópolis. As raias de 13 a 16, correspondentes aos Cambissolos de Cocais, juntamente com as de 17 a 22 e a 24 correspondentes à região de Virginópolis (Figura 4) e a raia 1 representando o perfil modal um de Latossolo sob eucalipto de Belo Oriente, formaram grupo distinto (Figura 5).

O resultado da análise de agrupamento (Figura 5) dá suporte ao efeito de gel observado visualmente na Figura 4, tendo em vista a separação das amostras de solo da região de Cocais, gel um referente a Latossolo e o dois a Cambissolo.

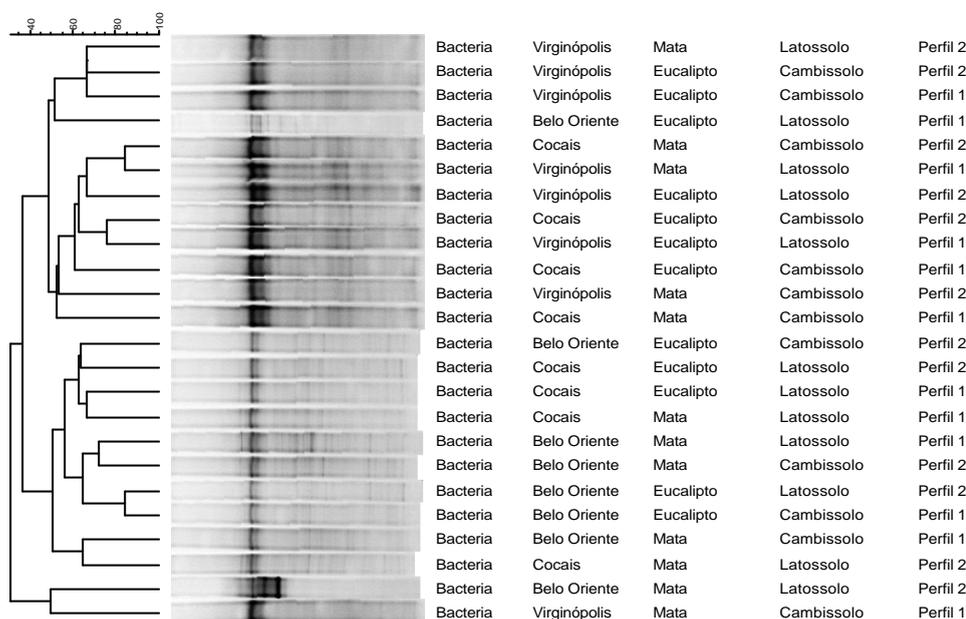


Figura 5 – Dendrograma construído com os perfis de bandas da comunidade bacteriana do solo das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis. As diferenças entre os perfis são indicados pela porcentagem de similaridade. O dendrograma foi baseado no coeficiente de similaridade de dice e análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

Na avaliação da comunidade bacteriana, com a utilização de iniciadores universais para o Domínio Bacteria e a realização da análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*), não foi possível distinguir padrões relativos às diferenças quanto ao uso da terra com a cultura do eucalipto e às classes de solo Latossolo e Cambissolo. Nas técnicas relacionadas com as impressões digitais genotípicas (*genetic fingerprint techniques*), como a técnica de DGGE, apenas as bandas correspondentes aos amplicons do 16S rDNA provenientes de espécies dominantes na comunidade microbiana são representadas (MUYZER *et al.*, 1998; GELSOMINO *et al.*, 1999), porém, a sensibilidade da técnica para melhor discriminar o efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto e classes de solo é aumentada na PCR-DGGE empregando-se iniciadores grupo-específicos para alguns dos

principais grupos bacterianos presentes nos solos, bem como, para as comunidades de leveduras e fungos filamentosos. A combinação da DGGE com iniciadores grupo-específicos tem permitido a caracterização de populações menos abundantes existentes nas comunidades do solo (HEUER *et al.*, 1997; GOMES *et al.*, 2001).

Não houve amplificação dos fragmentos do rDNA 16S das amostras de solo com iniciadores específicos para  $\alpha$ -Proteobacteria (Figura 6),  $\beta$ -Proteobacteria (Figura 7) e Actinomycetales (Figura 8). No entanto, a amplificação foi bem sucedida para os controles positivos de cada grupo bacteriano, garantindo o êxito da PCR e a eficiência dos iniciadores selecionados. As PCRs para estes grupos bacterianos foram repetidas, inclusive com aumento da quantidade de DNA na reação, sem ocorrer amplificação. A ausência de amplificação das amostras de solo com os iniciadores grupo-específicos para  $\alpha$ -Proteobacteria,  $\beta$ -Proteobacteria, e Actinomycetales foi atribuída à quantidade de DNA, referente a esses grupos bacterianos, ter sido insuficiente para PCR representativa dessas populações nos solos amostrados. As mesmas amostras de solo foram usadas nas PCRs do domínio Bacteria (Figura 4) e dos grupos microbianos:  $\gamma$ -Proteobacteria (Figura 9), Firmicutes (Figura 11), leveduras (Figura 13) e fungos filamentosos (Figura 15).

Os membros dos grupos  $\alpha$ -Proteobacteria,  $\beta$ -Proteobacteria e Actinomycetales são menos abundantes nas comunidades microbianas do solo (HEUER *et al.*, 1997; GOMES *et al.*, 2001; GELSOMINO; CACO, 2006), embora sejam comumente encontrados no solo (BORNEMAN *et al.*, 1996; SYLVIA *et al.*, 2005), onde atuam nos ciclos de C, N e S, na agregação do solo, entre outros processos importantes na manutenção dos ecossistemas (SYLVIA *et al.*, 2005; KERSTERS *et al.*, 2006).

O perfil de diversidade genética da comunidade de  $\gamma$ -Proteobacteria (Figura 9) apresentou menor variação no padrão de bandejamento do que os perfis genéticos de Firmicutes (Figura 11), leveduras (Figura 13) e fungos filamentosos (Figura 15). Os padrões foram similares para os solos sob eucalipto e mata das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis (Figura 9), com exceção da raia 4, perfil modal um de Latossolo sob mata da região de Belo Oriente, que apresentou padrão distinto de bandejamento.

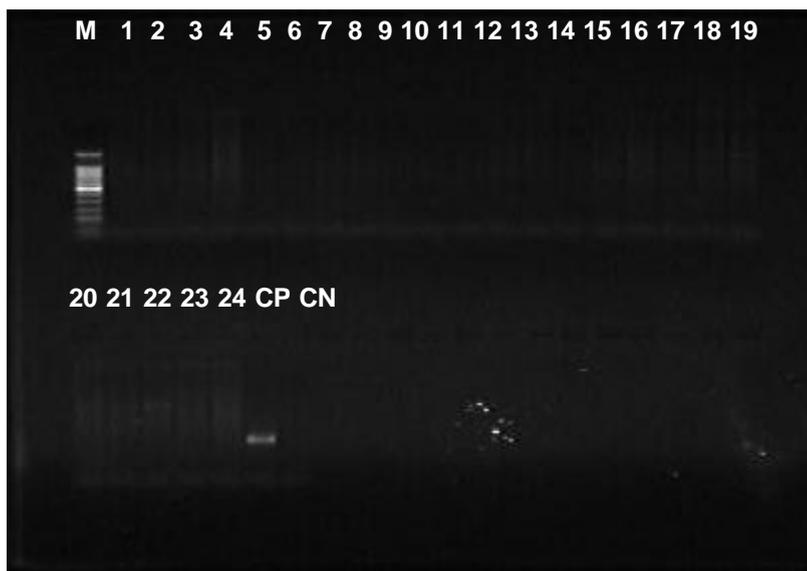


Figura 6 – Eletroforese em gel de agarose a 1,2% dos produtos de PCR com os iniciadores F203a/R1492, para  $\alpha$ -Proteobacteria. M = marcador de DNA de 100 pb; 1 a 24 = amostras não amplificadas; CP = controle positivo, amplicon de DNA de *Agrobacterium tumefaciens*; CN = controle negativo, reação para PCR na ausência de DNA molde.

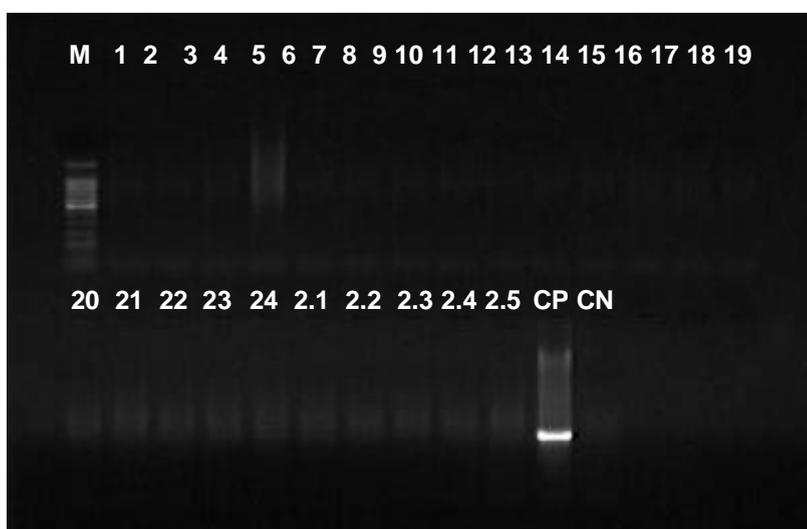


Figura 7 – Eletroforese em gel de agarose a 1,2% dos produtos de PCR com os iniciadores F948 $\beta$ /R1492, para  $\beta$ -Proteobacteria. M = marcador de DNA de 100 pb; 1 a 24 = amostras não amplificadas; 2.1 a 2.5 = amostras não amplificadas de outros solos; CP = controle positivo, amplicon de DNA de *Alcaligenes xylosoxydans* subesp. *Desnitrificans*; CN = controle negativo, reação para PCR na ausência de DNA molde.

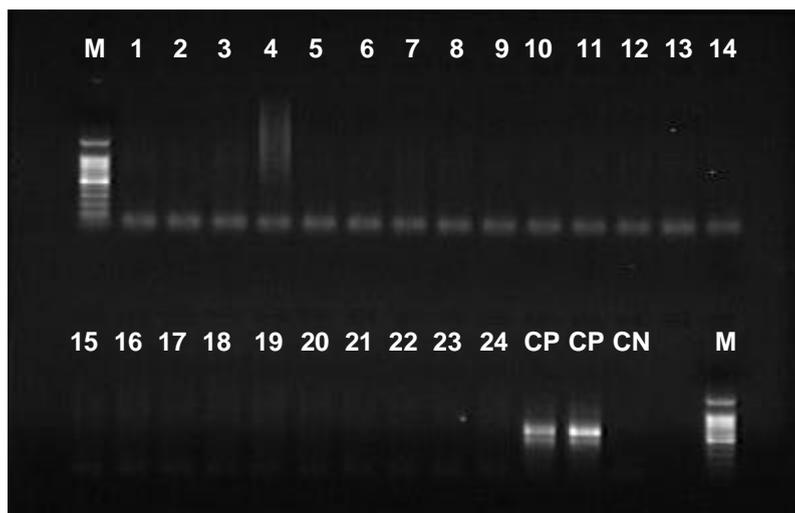


Figura 8 – Eletroforese em gel de agarose a 1,2% dos produtos de PCR com os iniciadores F243HGC/R1492, para actinomicetales. M = marcador de DNA de 100 pb; 1 a 24 = amostras não amplificadas; CPs = controles positivos, amplicons dos isolados A e B de actinomicetos do Laboratório de Microbiologia Industrial – DMB/UFV; CN = controle negativo, reação para PCR na ausência de DNA molde.

A diversidade morfológica e metabólica em Proteobacteria (KERSTERS *et al.*, 2006) é constatada em seus representantes encontrados em muitos ambientes, principalmente no solo. Em trabalho conduzido no continente americano, incluindo solos agrícolas do Brasil e EUA e solos sob floresta do Canadá, o filo predominante em todos eles foi Proteobacteria (ROESCH *et al.*, 2007), sendo  $\gamma$ -Proteobacteria a classe dominante no Brasil. Representantes dessa classe, como *Pseudomonas* sp., são reconhecidos pela sua ubiquidade (DWORKIN *et al.*, 2006).

A análise de agrupamento da comunidade de  $\gamma$ -Proteobacteria (Figura 10) resultou na formação de dois grupos de baixa similaridade separando as regiões de Belo Oriente (Figura 9, raias de 1 a 8 do gel) e Virginópolis (Figura 9, raias de 17 a 24), e os Latossolos (Figura 9, raias de 9 a 12) dos Cambissolos (Figura 9, raias 13 a 16) da região de Cocais. Novamente é percebido o efeito de gel pela separação das amostras contidas em um gel do restante das amostras do segundo gel (Figura 10).

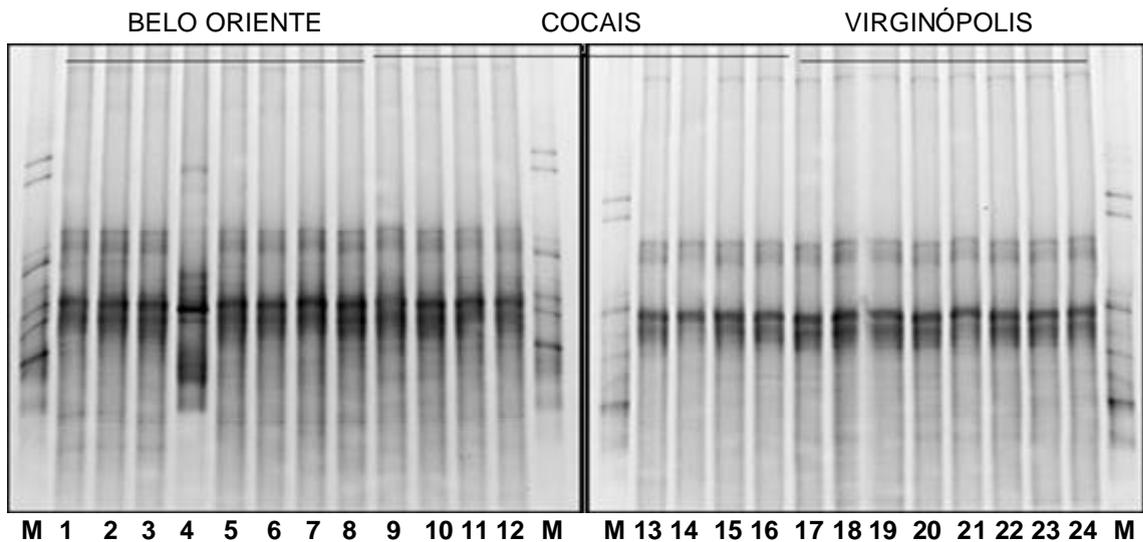


Figura 9 – Perfis eletroforéticos de DGGE de seqüências do rDNA 16S, pertencentes à classe  $\gamma$ -Proteobacteria. Raias de 1 a 4, eucalipto e mata sob latossolo (1- perfil 1 de eucalipto, 2- perfil 2 de eucalipto, 3- perfil 1 de mata, 4- perfil 2 de mata); Raias de 5 a 8, eucalipto e mata sob cambissolo (5- perfil 1 de eucalipto, 6- perfil 2 de eucalipto, 7- perfil 1 de mata, 8- perfil 2 de mata); Raias de 9 a 12, eucalipto e mata sob latossolo (9- perfil 1 de eucalipto, 10- perfil 2 de eucalipto, 11- perfil 1 de mata, 12- perfil 2 de mata); Raias de 13 a 16, eucalipto e mata sob cambissolo (13- perfil 1 de eucalipto, 14- perfil 2 de eucalipto, 15- perfil 1 de mata, 16- perfil 2 de mata); Raias de 17 a 20, eucalipto e mata sob latossolo (17- perfil 1 de eucalipto, 18- perfil 2 de eucalipto, 19- perfil 1 de mata, 20- perfil 2 de mata); Raias de 21 a 24, eucalipto e mata sob cambissolo (21- perfil 1 de eucalipto, 22- perfil 2 de eucalipto, 23- perfil 1 de mata, 24- perfil 2 de mata); M. marcador.

Entre 60 a 65% de similaridade os perfis modais de Cambissolos da região de Belo Oriente e o perfil modal um de Latossolo sob mata de Belo Oriente foram separados dos perfis modais de Latossolos da região de Cocais. Entre 45 a 55% de similaridade os perfis modais da região de Virginópolis foram separados dos perfis modais de Cambissolos da região de Cocais, com exceção do perfil modal dois, de Cambissolo sob mata de Virginópolis. A DGGE com o uso de iniciadores específicos para  $\gamma$ -Proteobacteria mostrou-se sensível para detectar diferenças quanto à classe de solo.

Os perfis de diversidade genética dos Firmicutes mostram padrões de bandamento diferenciados para os solos sob eucalipto e mata das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis (Figura 11).

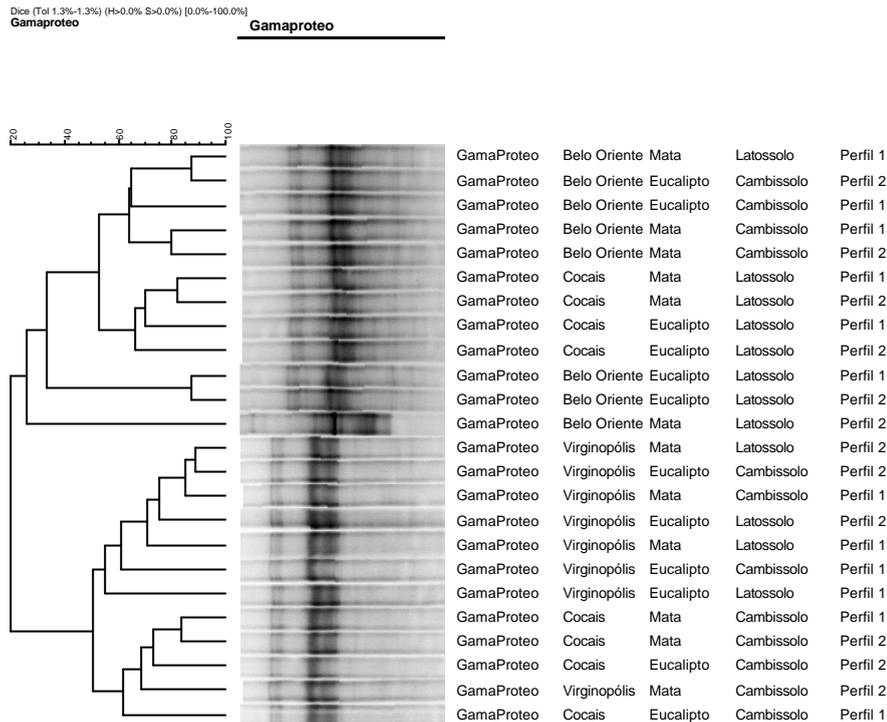


Figura 10 – Dendrograma construído com os perfis de bandas pertencentes às populações de  $\gamma$ -Proteobacteria do solo das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis. As diferenças entre os perfis são indicados pela porcentagem de similaridade. O dendrograma foi baseado no coeficiente de similaridade de dice e análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

Em Belo Oriente, os padrões de bandas do eucalipto sob Latossolo são similares (Figura 11, raias 1 e 2 do gel). Na mata sob a mesma classe de solo (Figura 11, raias 3 e 4) há menor diversidade, como constatado pelo menor número de bandas observadas no perfil modal um de mata sob Latossolo (Figura 11, raia 3), que apresenta bandas distintas das do eucalipto. No perfil modal dois de mata sob Latossolo praticamente não há bandas (Figura 11, raia 4). O padrão de bandeamento do eucalipto sob Cambissolo é diferente para os dois perfis modais (Figura 11, raias 5 e 6). O perfil modal um de mata sob Cambissolo não apresentou bandas (Figura 11, raia 7). O segundo perfil modal de mata sob Cambissolo apresentou bandas similares as do sob eucalipto, porém menos intensas (Figura 11, raia 8).

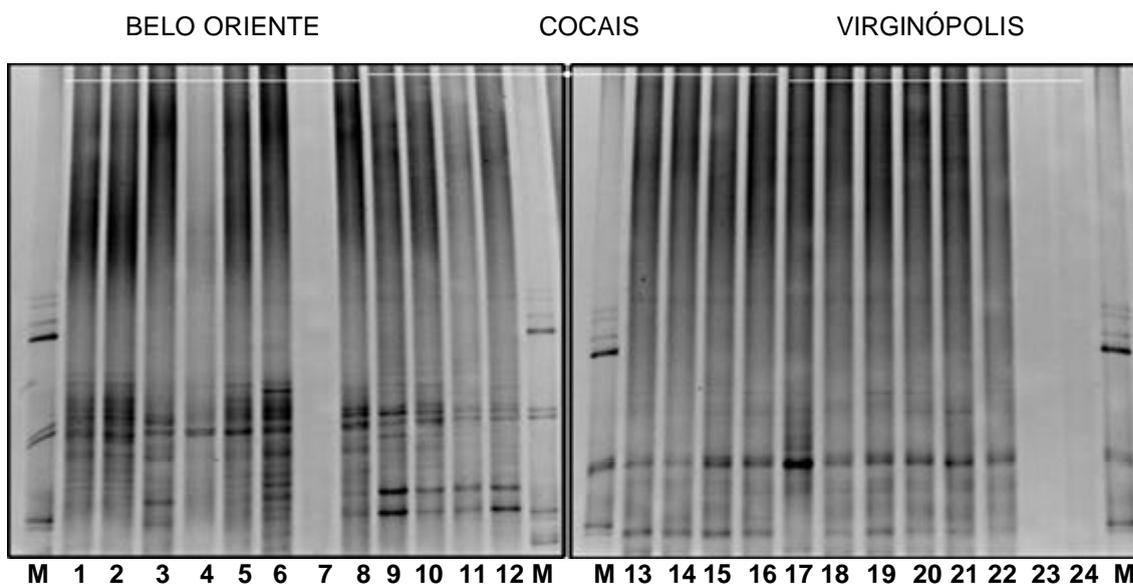


Figura 11 – Perfis eletroforéticos de DGGE de seqüências do rDNA 16S, pertencentes ao filo Firmicutes. Raias de 1 a 4, eucalipto e mata sob latossolo (1- perfil 1 de eucalipto, 2- perfil 2 de eucalipto, 3- perfil 1 de mata, 4- perfil 2 de mata); Raias de 5 a 8, eucalipto e mata sob cambissolo (5- perfil 1 de eucalipto, 6- perfil 2 de eucalipto, 7- perfil 1 de mata, 8- perfil 2 de mata); Raias de 9 a 12, eucalipto e mata sob latossolo (9- perfil 1 de eucalipto, 10- perfil 2 de eucalipto, 11- perfil 1 de mata, 12- perfil 2 de mata); Raias de 13 a 16, eucalipto e mata sob cambissolo (13- perfil 1 de eucalipto, 14- perfil 2 de eucalipto, 15- perfil 1 de mata, 16- perfil 2 de mata); Raias de 17 a 20, eucalipto e mata sob latossolo (17- perfil 1 de eucalipto, 18- perfil 2 de eucalipto, 19- perfil 1 de mata, 20- perfil 2 de mata); Raias de 21 a 24, eucalipto e mata sob cambissolo (21- perfil 1 de eucalipto, 22- perfil 2 de eucalipto, 23- perfil 1 de mata, 24- perfil 2 de mata); M. marcador.

Na região de Cocais, todos os perfis modais de eucalipto e mata sob Latossolo apresentaram padrões de bandeamento similares, com algumas bandas mais intensas do que outras entre as raias (Figura 11, raias 9,10,11 e 12). Em Cambissolo (Figura 11, raias 13,14,15 e 16) os padrões de bandas também foram similares, porém bandas mais intensas na mata.

Em Virginópolis, os perfis modais de eucalipto e mata sob Latossolo (Figura 11, raias 17,18,19 e 20) foram similares, excetuando-se o perfil modal um de eucalipto sob Latossolo (Figura 11, raia 17). O eucalipto sob Cambissolo

(Figura 11, raias 21 e 22) apresentou bandas similares as do sob Latossolo (Figura 11, raias 17 e 18). Na mata sob Cambissolo não há presença de bandas.

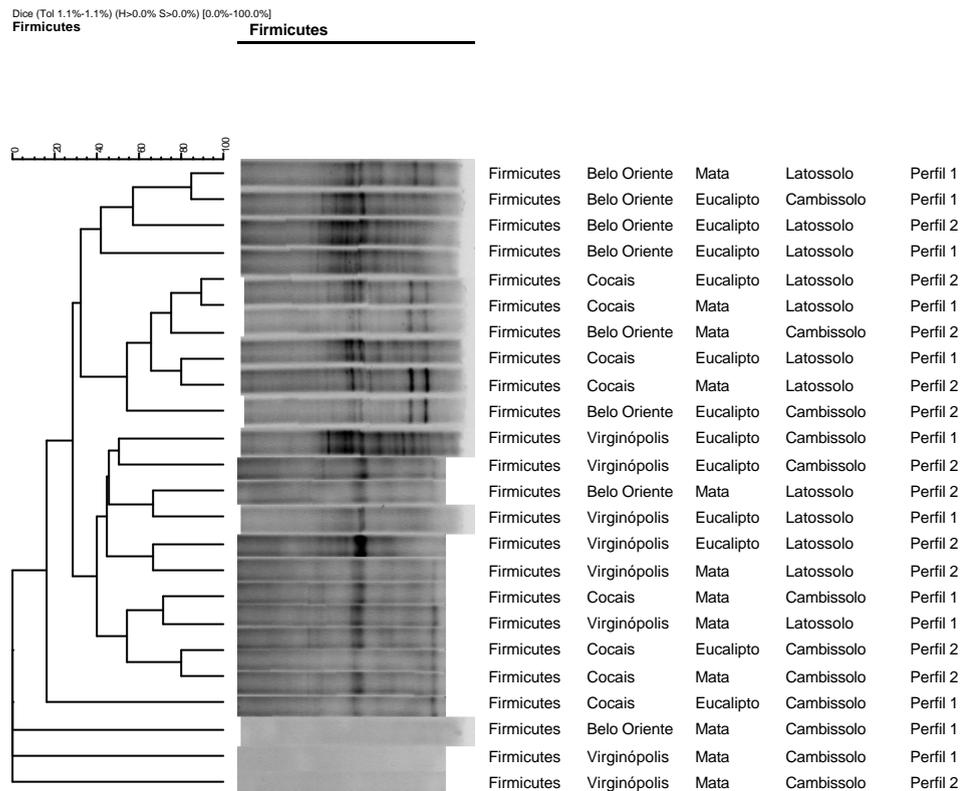


Figura 12 – Dendrograma construído com os perfis de bandas pertencentes às populações de Firmicutes do solo das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis. As diferenças entre os perfis são indicados pela porcentagem de similaridade. O dendrograma foi baseado no coeficiente de similaridade de dice e análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

De modo geral, ocorreu menor diversidade nos solos sob mata, sendo mais acentuada em solos da classe Cambissolo. A ausência de bandas em perfis de mata sob Cambissolo não significa que representantes desse Filo (*Clostridium* sp., *Bacillus* sp., *Streptococcus* sp., *Staphylococcus* sp. e *Mollicutes*) não estejam presentes nestes ambientes. Não houve amplificação das amostras referentes as raias 7, 23 e 24, indicando apenas que a quantidade de DNA de Firmicutes foi insuficiente para a PCR.

Firmicutes também são denominados de bactérias Gram-positivas com baixo conteúdo de G+C (guanina + citosina). Dentre os seus representantes as espécies de clostrídios e bacilos são conhecidas por adotarem uma

estratégia de sobrevivência na qual ocorre rápido crescimento quando da alta disponibilidade de substratos orgânicos facilmente decomponíveis no solo. Os

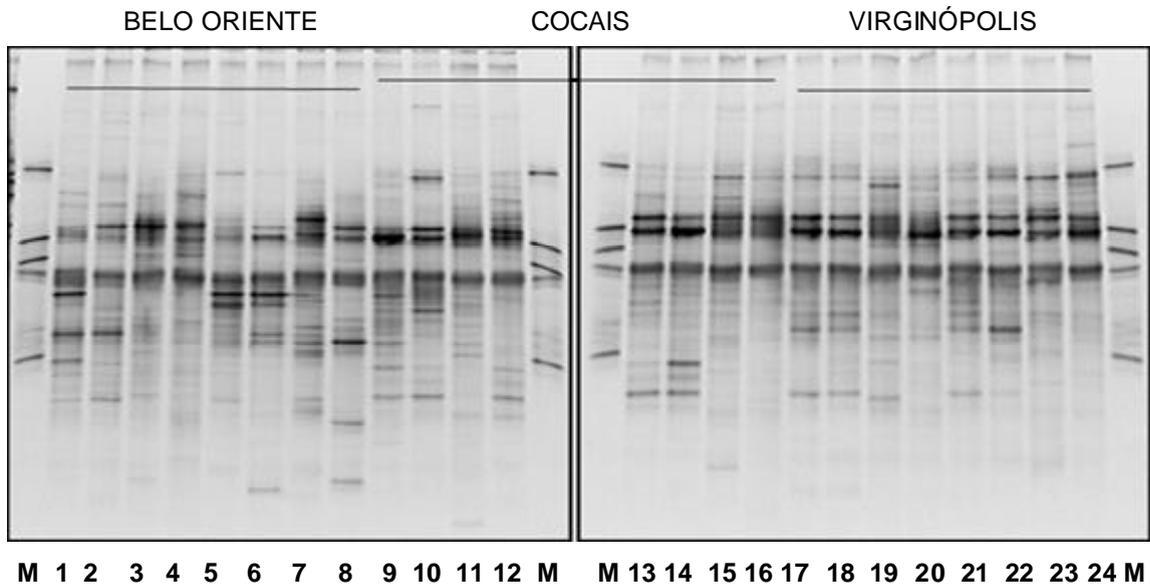


Figura 13 – Perfis eletroforéticos de DGGE de seqüências dos domínios D1/D2 da subunidade 26S do DNA ribossômico de leveduras. Raias de 1 a 4, eucalypto e mata sob latossolo (1- perfil 1 de eucalypto, 2- perfil 2 de eucalypto, 3- perfil 1 de mata, 4- perfil 2 de mata); Raias de 5 a 8, eucalypto e mata sob cambissolo (5- perfil 1 de eucalypto, 6- perfil 2 de eucalypto, 7- perfil 1 de mata, 8- perfil 2 de mata); Raias de 9 a 12, eucalypto e mata sob latossolo (9- perfil 1 de eucalypto, 10- perfil 2 de eucalypto, 11- perfil 1 de mata, 12- perfil 2 de mata); Raias de 13 a 16, eucalypto e mata sob cambissolo (13- perfil 1 de eucalypto, 14- perfil 2 de eucalypto, 15- perfil 1 de mata, 16- perfil 2 de mata); Raias de 17 a 20, eucalypto e mata sob latossolo (17- perfil 1 de eucalypto, 18- perfil 2 de eucalypto, 19- perfil 1 de mata, 20- perfil 2 de mata); Raias de 21 a 24, eucalypto e mata sob cambissolo (21- perfil 1 de eucalypto, 22- perfil 2 de eucalypto, 23- perfil 1 de mata, 24- perfil 2 de mata); M. marcador.

microrganismos que usam esse tipo de estratégia para sobreviver são conhecidos como estrategistas r. São microrganismos oportunistas, não são bons competidores, geralmente encontrados em ambientes que estejam passando por processos transitórios (ATLAS; BARTHA, 1998). Como a mata nativa é um ambiente mais equilibrado, com substratos mais recalcitrantes provenientes da matéria orgânica estável, os estrategistas r podem estar presentes mas não predominam nesse tipo de ambiente. Nas florestas não manejadas prevalecem os estrategistas k.

Os estrategistas k têm como representantes microrganismos de crescimento lento, apresentando experiência evolucionária com seu ambiente, portanto, altamente adaptados. São bons competidores e predominam em

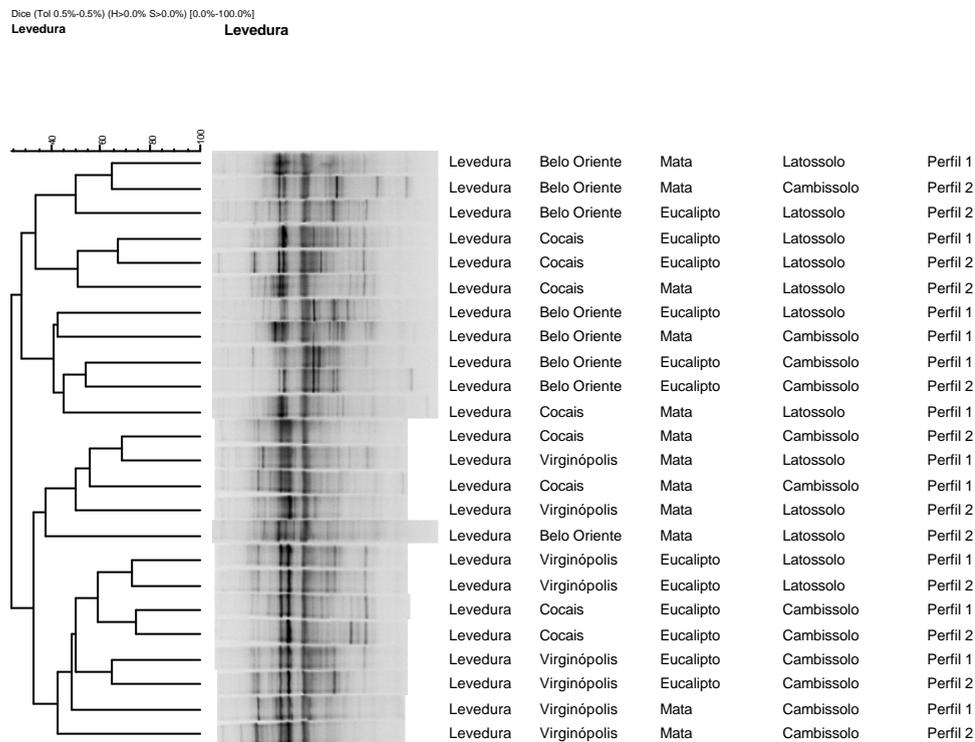


Figura 14 – Dendrograma construído com os perfis de bandas pertencentes às populações de leveduras do solo das regiões de Belo Oriente, Cocais e Virginópolis. As diferenças entre os perfis são indicados pela porcentagem de similaridade. O dendrograma foi baseado no coeficiente de similaridade de dice e análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

ambientes oligotróficos contendo substratos mais recalcitrantes, como os solos sob floresta nativa.

Sob vários aspectos as florestas plantadas de eucalipto são parecidas com as florestas nativas, principalmente em povoamentos de idade mais avançada, onde o ciclo biogeoquímico prevalece (BARROS; NOVAIS, 1990) e a disponibilidade de substratos recalcitrantes é maior (GAMA-RODRIGUES *et al.*, 1997; CORREIA; ANDRADE, 1999; GAMA-RODRIGUES *et al.*, 2008). No entanto, em plantios mais jovens, como os das regiões de Belo Oriente e Cocais, os nutrientes são fornecidos via adubação de plantio e adubação de manutenção nos primeiros anos da cultura. Além disso, nesses plantios mais

novos é menor a produção de lignina, polifenóis, taninos e outros compostos recalcitrantes. O aporte de nutrientes via adubação de manutenção se dá até os dois anos de idade do eucalipto (CENIBRA, 2008a).

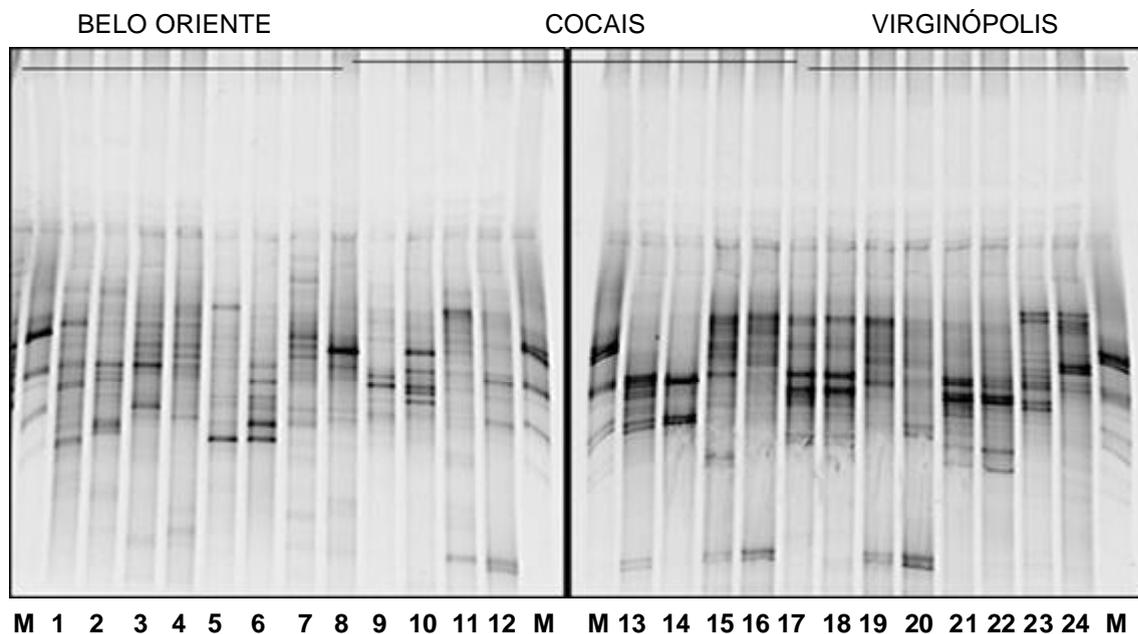


Figura 15 – Perfis eletroforéticos de DGGE de seqüências do rDNA 18S de fungos filamentosos. Raias de 1 a 4, eucalipto e mata sob latossolo (1- perfil 1 de eucalipto, 2- perfil 2 de eucalipto, 3- perfil 1 de mata, 4- perfil 2 de mata); Raias de 5 a 8, eucalipto e mata sob cambissolo (5- perfil 1 de eucalipto, 6- perfil 2 de eucalipto, 7- perfil 1 de mata, 8- perfil 2 de mata); Raias de 9 a 12, eucalipto e mata sob latossolo (9- perfil 1 de eucalipto, 10- perfil 2 de eucalipto, 11- perfil 1 de mata, 12- perfil 2 de mata); Raias de 13 a 16, eucalipto e mata sob cambissolo (13- perfil 1 de eucalipto, 14- perfil 2 de eucalipto, 15- perfil 1 de mata, 16- perfil 2 de mata); Raias de 17 a 20, eucalipto e mata sob latossolo (17- perfil 1 de eucalipto, 18- perfil 2 de eucalipto, 19- perfil 1 de mata, 20- perfil 2 de mata); Raias de 21 a 24, eucalipto e mata sob cambissolo (21- perfil 1 de eucalipto, 22- perfil 2 de eucalipto, 23- perfil 1 de mata, 24- perfil 2 de mata); M. marcador.

A avaliação da diversidade mediante a análise metagenômica de solos sob cultivo agrícola intensivo e solo sob mata nativa na região de Guaíra-SP mostrou que as práticas agrícolas promoveram o aumento das populações de Proteobacteria e Firmicutes (PEREIRA, 2003). Também foi verificado que as mesmas práticas diminuíram as populações de Acidobacteria e Verrucomicrobia (estrategistas k). No solo sob mata nativa a diversidade em

Firmicutes foi extremamente baixa, com apenas 1,1 % dos clones totais (PEREIRA, 2003).

A análise de agrupamento da comunidade de Firmicutes (Figura 12) separou as amostras não amplificadas, referentes as raias 7, 23 e 24 (Figura 11).

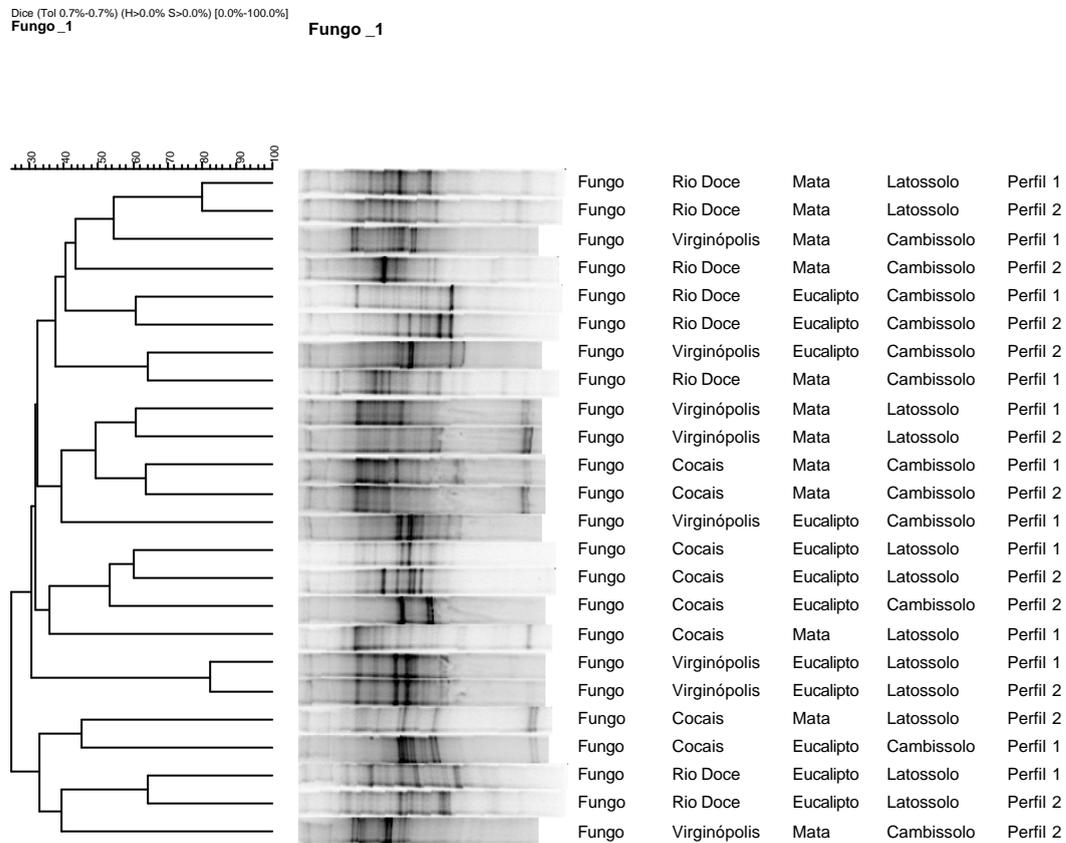


Figura 16 – Dendrograma construído com os perfis de bandas pertencentes às populações de fungos filamentosos do solo das regiões de Belo Oriente (Rio Doce), Cocais e Virginópolis. As diferenças entre os perfis são indicados pela porcentagem de similaridade. O dendrograma foi baseado no coeficiente de similaridade de dice e análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*).

No dendrograma não é observado uma discriminação de maior similaridade entre os perfis modais de mata e de eucalipto, bem como entre as classes de solo (Figura 12). O efeito de gel observado para comunidade de bactérias e de  $\gamma$ -Proteobacteria pode ser percebido também no gel da comunidade de Firmicutes.

É percebida a formação de grupos de regiões, como ocorre com Belo Oriente (Figura 12, raias 3, 5, 2; e 1 do gel Figura 11). Na região de Cocais,

todos os perfis modais de eucalipto e mata sob Latossolo apresentaram padrões de bandeamento similares, formando grupo distinto com 60% de similaridade (Figura 12, raias 10, 11, 9, e 12), juntamente com o perfil modal 2 de Cambissolo sob mata da região de Belo Oriente. Em Virginópolis, os dois perfis de Cambissolo sob eucalipto foram agrupados com 50% de similaridade (Figura 12, raias 21 e 22 do gel Figura 11); o perfil modal um de eucalipto sob Latossolo agrupou-se ao perfil dois de Latossolo sob mata da região de Belo Oriente com 65% de similaridade (Figura 12, raias 4 e 17 do gel Figura 11); o perfil modal dois de Latossolo sob eucalipto juntou-se ao perfil modal dois de Latossolo sob mata, com 70% de similaridade (Figura 12, raias 18 e 20 do gel Figura 11); e o perfil um de Latossolo sob eucalipto agrupou-se com o perfil um de Cambissolo sob mata da região de Cocais com 80% de similaridade (Figura 12, raias 17 e 15).

As leveduras ou fungos unicelulares e os fungos filamentosos desempenham inúmeras funções no solo, sendo uma das principais funções a decomposição de material orgânico (SYLVIA, 2005; BOTHA, 2006). Apesar da grande importância que estes microrganismos têm para o solo, os estudos com fungos envolvendo técnicas relacionadas com as impressões digitais genéticas (*genetic fingerprint techniques*) são recentes para ambientes complexos como o solo (EDEL-HERMANN *et al.*, 2004; COSTA *et al.*, 2006). Estudos da dinâmica das comunidades de leveduras em solos sob formações nativas e florestas plantadas são escassos.

Os perfis genéticos das comunidades de leveduras (Figura 13) são mais heterogêneos do que os perfis das comunidades de  $\gamma$ -Proteobacteria (Figura 9) e das comunidades de Firmicutes (Figura 11). Os perfis genéticos de leveduras obtidos das três diferentes regiões (Figura 13) são de difícil interpretação visual para o estabelecimento de comparações entre os diferentes usos da terra e classes de solo. Essa dificuldade foi superada pela análise multivariada (Figura 14).

A análise de agrupamento da comunidade de leveduras (Figura 14) mostra a formação de grupos com 35 a 60% de similaridade, resultando no agrupamento de Latossolos da região de Cocais, exceto o perfil modal um de mata (Figura 14, raias 9, 10 e 12 do gel Figura 13); perfis modais de mata das regiões de Cocais, Virginópolis e Belo Oriente (Figura 14, raias 16, 19, 15, 20 e

4 do gel Figura 13); perfis modais de eucalipto de Virginópolis e Cocais (Figura 14, raias 17 e 18 e raias 13 e 14 do gel Figura 13).

A técnica da DGGE com o uso de iniciadores específicos para leveduras mostrou-se sensível para detectar diferenças quanto ao uso da terra com a cultura do eucalipto. Além da reconhecida importância nos processos de dissipação e transformação de energia no solo, elas são capazes de viver em condições oligotróficas (*Lipomyces*, *Cryptococcus*, *Rhodotorula*) e solos úmidos ricos em nutrientes (*Saccharomyces*, *Schizosaccharomyces*), especialmente em carboidratos (BOTHA, 2006). No entanto, sendo a distribuição de leveduras desigual, e por estarem em menor número que procaríotos e fungos filamentosos, é recomendável a realização de estudos mais detalhados.

O estudo da dinâmica das comunidades de fungos filamentosos do solo para elucidar a composição e estrutura dessas comunidades, como o novo semi-nested PCR para amplificar fragmentos do gene rRNA 18S (OROS-SICHLER *et al.*, 2005). Estudos em solos sob vegetação nativa e florestas plantadas são escassos, sendo mais comuns em solos agrícolas e rizosferas de plantas cultivadas (GOMES *et al.*, 2003; COSTA *et al.*, 2006).

Os perfis eletroforéticos dos fragmentos do rDNA 18S de fungos filamentosos (Figura 15) são heterogêneos e com a presença de muitas bandas bem coradas, representando populações dominantes nos perfis modais amostrados.

A análise visual do gel (Figura 15) mostra que os Latossolos da região de Belo Oriente (Figura 15, raias de 1 a 4) apresentam bandas distintas e bandas no mesmo alinhamento, porém com diferentes intensidades. Todos os perfis modais dos Cambissolos variam em Belo Oriente (Figura 15, raias de 5 a 8). Os perfis de Latossolo sob mata (Figura 15, raias 11 e 12) diferem dos Latossolos sob eucalipto da região de Cocais (Figura 15, raias 9 e 10), que apresentam bandas intensamente coradas, com maior diversidade para o perfil modal dois. Os perfis modais de Cambissolo (Figura 15, raias 13 e 14) sob eucalipto, da mesma região, apresentam certa similaridade, sendo que o perfil um apresenta maior diversidade. Os perfis modais de Cambissolos sob mata diferem dos de eucalipto, mas são similares entre si (Figura 15, raias 15 e 16). Em Virginópolis, os perfis modais de Latossolos e Cambissolos sob eucalipto

são similares (Figura 15, raias 17, 18 e 21, 22). Os perfis de mata sob Latossolos e Cambissolos são distintos uns dos outros (Figura 15, raias 19, 20 e 23, 24).

A análise de agrupamento da comunidade de fungos filamentosos (Figura 16) resultou na formação do agrupamento dos perfis modais um e dois de mata da região de Belo Oriente (Rio Doce) com 80% de similaridade (Figura 16, raias 3 e 4 do gel Figura 15). Agrupou os perfis modais um e dois de Cambissolo sob eucalipto da região de Belo Oriente com 60% de similaridade (Figura 16, raias 5 e 6 do gel Figura 15) e dois perfis de Cambissolo, um sob eucalipto de Virgíópolis e outro sob mata de Belo Oriente (Figura 16, raias 24 e 7 do gel Figura 15).

Os perfis modais um e dois de mata sob Latossolo de Virgíópolis (Figura 16, raias 19 e 20 do gel Figura 15) foram agrupados com 60% de similaridade, assim como os dois perfis modais de mata sob Cambissolo da região de Cocais com 64% de similaridade (Figura 16, raias 15 e 16 do gel Figura 15). Os perfis modais um e dois de Latossolo sob eucalipto agruparam-se com o perfil modal dois de Cambissolo sob eucalipto com mais de 50% de similaridade (Figura 16, raias 9, 10 e 14 do gel Figura 15). Os perfis modais um e dois de Latossolo sob eucalipto de Virgíópolis foram agrupados com 80% de similaridade (Figura 16 raias 17 e 18 do gel figura 15), assim como os dois perfis modais de Latossolo sob eucalipto de Belo Oriente (Figura 16, raias 1 e 2 do gel Figura 15).

O resultado da análise de agrupamento pelo método não ponderado de conjunto de pares por médias aritméticas (UPGMA – *unweighted pair group method using arithmetic averages*) com a utilização do coeficiente de dice confirma o que foi observado na análise visual do gel.

O agrupamento de vários pares de perfis modais mostra que a comunidade de fungos filamentosos pode ser usada como um indicador sensível para discriminar o efeito do uso da terra e diferentes classes de solos em diferentes regiões climáticas. Os perfis modais de uma determinada classe de solo não são pseudorepetições (HURLBERT, 1984).

De maneira geral, os iniciadores específicos para cada grupo de microrganismos selecionados, combinados com a técnica de análise da diversidade utilizada resultaram em maior sensibilidade para detectar diferenças quanto ao uso da terra com a cultura do eucalipto e classes de solo. É sabido

que o uso de iniciadores grupo-específicos possibilita o estudo de mudanças espaciais e temporais na composição das populações microbianas que desempenham papéis funcionais de destacada importância no ecossistema (Van Elsas et al., 1998), necessários à prospecção de bioindicadores. Com esses estudos, aliados às técnicas de pirosequenciamento e hibridização fluorescente *in situ* (FISH) bioindicadores poderão ser obtidos e utilizados em futuro próximo.

A avaliação da diversidade microbiana e a possibilidade de obtenção de bioindicadores específicos para regiões com povoamentos de eucalipto, juntamente com a seleção e integração de um conjunto mínimo de indicadores em modelos de qualidade do solo serão poderosas ferramentas de gestão de modo a garantir a sustentabilidade da cultura do eucalipto.

## 5. CONCLUSÕES

Para as regiões estudadas o conjunto mínimo de indicadores a serem incluídos ou “minimum data set (MDS)” em índices de qualidade do solo são o carbono da biomassa microbiana (CBM), o quociente microbiano (qMIC), o nitrogênio mineralizável (N-min), a atividade da fosfatase ácida, a taxa de respiração basal e o nitrogênio da biomassa microbiana (NBM).

Os indicadores microbiológicos e bioquímicos foram mais sensíveis na estação seca.

Os indicadores microbiológicos e bioquímicos mostraram-se sensíveis para detectar diferenças quanto às classes de solo.

O emprego da Eletroforese em Gel com Gradiente Desnaturante (DGGE), com a utilização de iniciadores específicos para Firmicutes mostrou-se com maior sensibilidade para detectar diferenças causadas pelo efeito do uso da terra e diferenças sutis nas classes de solo Latossolo e Cambissolo.

A DGGE com o uso de indicadores grupo-específicos para  $\gamma$ -Proteobacteria, leveduras e fungos mostrou-se sensível para detectar diferenças quanto ao uso da terra e classe de solo.

O uso de iniciadores grupo-específicos aumentou a sensibilidade da técnica de DGGE para avaliar o efeito do uso da terra com a cultura do eucalipto.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALEF, K. Soil respiration. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (Eds.) **Methods in applied soil microbiology and biochemistry**. San Diego: Academic Press, 1995. p. 214-219.

ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Determination of ecophysiological maintenance carbon requirements of soil microorganisms in a dormant state. **Biology and Fertility of Soils**, v. 1, p. 81-89, 1985.

ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Bioscience Journal**, v. 23, n. 3, p. 66-75, 2007.

ATLAS, R. M.; BARTHA, R. **Microbial ecology: fundamentals and applications**. 4. ed. California: Benjamin/Cummings, 1998. 694 p.

BARROS, N. F.; NOVAES, R. F. **Relação solo-eucalipto**. Viçosa-MG: Editora Folha de Viçosa, 1990. 330 p.

BARROS, N. F.; COMERFORD, N. B. Sustentabilidade da produção de florestas plantadas na região tropical. In: ALVAREZ V, V. H.; SCHAEFER, C. E. G. R.; BARROS, N. F. *et al.* (Eds.) **Tópicos em ciência do solo** (Topics in soil science). v. 2, Viçosa-MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2002. p. 487-592.

BARTLETT, R. J.; ROSS, D. S. Colorimetric determination of oxidizable carbon in acid soil solutions. **Soil Science American Journal**, v. 52, p. 1191-1192, 1988.

BENDING, G. D.; TURNER, M. K.; RAYNS, F. *et al.* Microbial and biochemical soil quality indicators and their potential for differentiating areas under contrasting agricultural management regimes. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 36, p. 1785-1792, 2004.

BLACKWOOD, C. B.; OAKS, A.; BUYER, J. S. Phylum- and class-specific PCR primers for general microbial community analysis. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, p. 6193-6198, 2005.

BLUM, W. E. H. Functions of soil for society and the environment. **Reviews in Environmental Science and Bio/Technology**, v. 4, p. 75-79, 2005.

BORNEMAN, J.; SKROCH, P. W.; O'SULLIVAN, K. M *et al.* Molecular microbial diversity of an agricultural soil in Wisconsin. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 62, n. 6, p. 1935-1943, 1996.

BORNEMAN, J.; TRIPLETT, E. W. Molecular microbial diversity in soils from eastern Amazonia: evidence for unusual microorganisms and microbial population shifts associated with deforestation. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 63, n. 7, p. 2647-2653, 1997.

BOTHA, A. Yeasts in soil. In: ROSA, C. A.; PÉTER, G. (Eds.) **Biodiversity and ecophysiology of yeasts**. Berlin Heidelberg: Springer-Verlag, 2006. p. 221-240.

BRACELPA - Associação Brasileira de Celulose e Papel (Disponível em: <<http://www.bracelpa.org.br>>. Acesso em: 23 jan. 2007).

BUNDY, L. G.; MEISINGER, J. J. Nitrogen availability indices. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, P. *et al.* (Eds.) **Methods of soil analysis**. Part 2. Microbiological and biochemical properties, n. 5. Soil Science Society of America, Madison, WI, 1994. p. 951-984.

BURGER, J. A.; Kelting, D. L. Soil quality monitoring for assessing sustainable forest management. In: **The contribution of soil science to the development of and implementation of criteria and indicators of sustainable forest management**. Madison: Soil Science Society of America, 1998. p.17-52 (SSSA Special Publication, 53)

BURGER, J. A.; KELTING, D. L. Using soil quality indicators to assess forest stand management. **Forest Ecology and Management**, v. 122, p.155-166, 1999.

CAMPELO, I. S. G. **Diversidade bacteriana em solos do Vale do Rio Doce sob diferentes usos da terra e manejos do Eucalipto**. 2004. 96 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agrícola) – Universidade Federal de Viçosa, 2004.

CAMPO, J.; JARAMILLO, V. J.; MAASS, J. M. Pulses of soil phosphorus availability in a Mexican tropical dry forest: effects of seasonality and level of wetting. **Oecologia**, v. 115, p. 167-172, 1998.

CELULOSE Nipo-Brasileira S.A. – CENIBRA S.A. **Relatório interno**. 2008a.

CELULOSE Nipo-Brasileira S.A. – CENIBRA S.A. **Levantamento semidetalhado de solos**. Relatório interno, 2008b.

CHAER, G. M. **Modelo para determinação de Índice de qualidade do solo baseado em indicadores físicos, químicos e microbiológicos**. 2001. 90 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agrícola) –Universidade Federal de Viçosa, 2001.

CHAER, G. M.; TÓTOLA, M. R. Impacto do manejo de resíduos orgânicos durante a reforma de plantios de eucalipto sobre indicadores de qualidade do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 1381-1396, 2007.

COCOLIN, L.; AGGIO, D.; MANZANO, M. *et al.* An application of PCR-DGGE analysis to profile the yeast populations in raw milk. **International Dairy Journal**, v. 12, p. 407-411, 2002.

CORREIA, M. E. F.; ANDRADE, A. G. 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**. Genesis, Porto Alegre-RS, 1999. p. 197-225.

COSTA, R.; GÖTZ, M.; MROTZEK, N. *et al.* Effects of site and plant species on rhizosphere community structure as revealed by molecular analysis of microbial guilds. **FEMS Microbiol Ecology**, v. 56, n. 2, p. 236-249, 2006.

CURTIS, T. P.; SLOAN, W. T.; SCANNELL, J. W. Estimating prokaryotic diversity and its limits. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 99, p. 10494-10499, 2002.

DA SILVA, F. C. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília-DF: Embrapa – Comunicação para Transferência de Tecnologia, 1999. 369 p.

DICK, R. P. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. In: DORAN, J. W.; COLEMAN, D. C.; BEZDICEK, D. F. *et al.* (Eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 107-124 (Special Publication, 35).

DON, R. H.; COX, P. T.; WAINWRIGHT, B. J. *et al.* Touchdown PCR to circumvent spurious priming during gene amplification. **Nucleic Acids Research**, v. 19, p. 4008, 1991.

DORAN, J. W.; PARKIN, T. B. Defining and assessing soil quality. In: DORAN, J. W.; COLEMAN, D. C.; BEZDICEK, D. F. *et al.* (Eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: American Society Agronomy, 1994. p. 3-21 (SSSA Special Publication, 35).

DWORKIN, M.; FALKOW, S.; ROSENBERG, E. *et al.* **The Prokaryotes**. 3. ed. v. 6. A handbook on the biology of bacteria. Proteobacteria: Gama Subclasses. Springer, p. 1240, 2006.

EATON, W. D. Microbial and nutrient activity in soils from three different subtropical forest habitats in Belize, Central America before and during the transition from dry to wet season. **Applied Soil Ecology**, v. 16, p. 219-227, 2001.

EDEL-HERMANN, V.; DREUMONT, C.; PÉREZ-PIQUERES, A. *et al.* Terminal restriction fragment length polymorphism analysis of ribosomal RNA genes to assess changes in fungal community structure in soils. **FEMS Microbiol Ecology**, v. 47, p. 397-404, 2004.

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 20, p. 601-606, 1988.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. **Manual de métodos de análise do solo**. 2. ed., Rio de Janeiro: Embrapa-CNES, 1997. 212 p.

FISCHER, S. G.; LERMAN, L. S. DNA fragments differing by single base-pair substitutions are separated in denaturing gradient gels: correspondence with melting theory. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 80, p. 1579-1583, 1983.

FOSTER, J. C. Soil nitrogen. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (Eds.) **Methods in applied soil microbiology and biochemistry**. San Diego: Academic Press Inc., 1995. p. 79-87.

GALE, M. R.; GRIGAL, D. F.; HARDING, R. B. Soil productivity index: predictions of site quality for white spruce plantations. **Soil Science Society of American Journal**, v. 55, p. 1701-1708, 1991.

GAMA-RODRIGUES, A. C. **Ciclagem de nutrientes por espécies florestais em povoamentos puros e mistos em solos de tabuleiro da Bahia, Brasil**. 1997. 107 f Tese (Doutorado em Ciência Florestal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1997.

GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; BARROS, N. F. Biomassa microbiana de carbono e de nitrogênio de solos sob diferentes coberturas florestais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 21, p. 361-365, 1997.

GAMA-RODRIGUES, E. F.; BARROS, N. F. Ciclagem de nutrientes em floresta natural e em plantios de eucalipto e de dandá no sudeste da Bahia, Brasil. **Revista Árvore**, v. 26, p. 193-207, 2002.

GAMA-RODRIGUES, E. F.; BARROS, N. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C. *et al.* Nitrogênio, carbono e atividade da biomassa microbiana do solo em plantações de eucalipto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, p. 893-901, 2005.

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

GANS, J.; WOLINSKY, M.; DUNBAR, J. Computational improvements reveal great diversity and high metal toxicity in soil. **Science**, v. 309, p. 1387-1390, 2005.

GARRITY, G. M.; BELL, J. A.; LILBURN, T. G. **Taxonomic outline of the prokaryotes**. Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, 2. ed. Release 5.0. New York: Springer-Verlag, 2004. 401 p.

GATTO, A. **Manejo do solo em áreas de reforma de floresta de eucalipto e seus reflexos na produtividade**. 2000. 62 f. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2000.

GELSOMINO, A.; KEIJZER-WOLTERS, A. C.; CACCO, G. *et al.* Assessment of bacterial community structure in soil by polymerase chain reaction and denaturing gradient gel electrophoresis. **Journal of Microbiological Methods**, v. 38, p. 1-15, 1999.

GELSOMINO, A.; CACCO, G. Compositional shifts of bacterial groups in a solarized and amended soil as determined by denaturing gradient gel electrophoresis. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 91-102, 2006.

GIRVAN, M. S.; BULLIMORE, J.; PRETTY, J. N. *et al.* Soil type is the primary determinant of the composition of the total and active bacterial communities in arable soils. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 3, p. 1800-1809, 2003.

GOMES, N. C. M.; HEUER, H.; SCHÖNFELD, J. *et al.* Bacterial diversity of the rhizosphere of maize (*Zea mays*) grown in tropical soil studied by temperature gradient gel electrophoresis. **Plant and Soil**, v. 232, p. 167-180, 2001.

GRAYSTON, S. J.; GRIFFITH, G. S.; MAWDSLEY, J. L. *et al.* Accounting for variability in soil microbial communities of temperate upland grassland ecosystems. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 33, p. 533-551, 2001.

HACKL, E.; ZECHMEISTER-BOLTENSTERN, S.; BODROSSY, L. *et al.* Comparison of diversities and compositions of bacterial populations inhabiting natural forest soils. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 9, p. 5057-5065, 2004.

HART, S. C.; STARCK, J. M.; DAVIDSON, E. A. *et al.* Nitrogen mineralization, immobilization and nitrification. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, P. *et al.* (Eds.) **Methods of soil analysis**. Part 2. Microbiological and biochemical properties, n. 5. Madison, WI: Soil Science Society of America, 1994. p. 985-1016.

HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: 1,5 million species estimate revisited. **Mycological Research**, v. 105, p. 1422-1432, 2001.

HEINEMEYER, O.; INSAM H.; KAISER E. A. *et al.* Soil microbial biomass and respiration measurements: An automated technique based on infrared gas analysis. **Plant and Soil**, v. 116, p. 191-195, 1989.

HEUER, H.; KRSEK, M.; BAKER, P. *et al.* Analysis of actinomycete communities by specific amplification of genes encoding 16S rRNA and gel-electrophoretic separation in denaturing gradients. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 63, p. 3233-3241, 1997.

HIBBETT, D. S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J. F. *et al.* A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research**, v. 111. p. 509-547, 2007.

HURLBERT, S. H. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. **Ecological Monographs**, v. 54, n. 2, p. 187-211, 1984.

JOERGENSEN, R. G.; BROOKES, P. C. Ninhydrin-reactive nitrogen measurements of microbial biomass in 0,5 M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> soils extracts. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 22, p. 1129-1136, 1990.

KARLEN, D. L.; STOTT, D. E. A framework for evaluating physical and chemical indicators of soil quality. In: DORAN, J. W.; COLEMAN, D. C.; BEZDICEK, D. F. *et al.* (Eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: American Society Agronomy, 1994. p.53-72 (SSSA Special Publication, 35).

KENNEDY, A. C.; PAPENDICK, R. I. Microbial characteristics of soil quality. **Journal of Soil and Water Conservation**, v 50, n. 3, p. 243-248, 1995.

KERSTERS, K.; DE VOS, P.; GILLIS, M. *et al.* Proteobacteria. In: DWORKIN, M.; FALKOW, S.; ROSENBERG, E.; SCHLEIFER, K. H. *et al.* (Eds.) **The Prokaryotes**. 3 ed. A handbook on the biology of Bacteria. Proteobacteria: Alpha and Beta Subclasses. Springer, v. 5, p. 3-40, 2006.

KREADER, C. A. Relief of amplification inhibition in PCR with bovine serum albumin or T4 gene 32 protein. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 62, n. 3, p. 1102-1106, 1996.

KUSKE, C. R.; BARNS, S. M.; BUSCH, J. D. Diverse uncultivated bacterial groups from soils of the arid southwestern United States that are present in many geographic regions. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 63, n. 9, p. 3614-3621, 1997.

LAMBAIS, M. R.; CROWLEY, D. E.; CURY, J. C. *et al.* Bacterial diversity in tree canopies of the Atlantic Forest. **Science**, v. 312, p. 1917, 2006.

LARSEN, J. B. Ecological stability of forests and sustainable silviculture. **Forest Ecology and Management**, v. 73, p. 85-96, 1995.

LARSON, W. E.; PIERCE, F. J. The dynamics of soil quality as a measure of sustainable management. In: DORAN, J. W.; COLEMAN, D. C.; BEZDICEK, D. F. *et al.* (Eds.) **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: Soil Science Society of America, 1994. p. 37-52 (Special Publication, 35).

LEITE, F. P. **Relações nutricionais e alterações de características químicas de solos da região do Vale do Rio Doce pelo cultivo do eucalipto**. 2001. 72 f Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2001.

LEITE, N. B. Avanços da silvicultura brasileira são significativos. **Visão Agrícola**, v. 4, p. 58-61, 2005.

LIMA, A. M. N.; SILVA, I. R.; NEVES, J. C. L. *et al.* Soil organic carbon dynamics following afforestation of degraded pastures with eucalyptus in southeastern Brazil. **Forest Ecology and Management**, v. 235, p. 219-231, 2006.

LIMA, A. M. N.; SILVA, I. R.; NEVES, J. C. L. *et al.* Frações da matéria orgânica do solo após três décadas de cultivo de eucalipto no Vale do Rio Doce-MG. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, p. 1053-1063, 2008.

LUIZÃO, R. C. C.; BONDE, T. A.; ROSSWALL, T. Seasonal variation of soil microbial biomass – the effects of clearfelling a tropical rainforest and establishment of pasture in the Central Amazon. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 8, p. 805-813, 1992.

MARON, P. A.; RANJARD, L.; MOUGEL, C. *et al.* Metaproteomics: a new approach for studying functional microbial ecology. **Microbial Ecology**, v. 53, p. 486-493, 2007.

MATSUOKA, M.; MENDES, I. C.; MENDES, LOUREIRO. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas anuais e perenes na região de Primavera do Leste (MT). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, p. 425-433, 2003.

MAYR, E. **Biologia, ciência única**. São Paulo: Companhia das Letras, 2005. 266 p.

MENEZES, A. A. **Produtividade do eucalipto e sua relação com a qualidade e a classe de solo**. 2005. 98 f. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2005.

MICHELSEN, A.; ANDERSSON, M.; JENSEN, M. *et al.* Carbon stocks, soil respiration and microbial biomass in fire-prone tropical grassland, woodland and forest ecosystems. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 36, p. 1707-1717, 2004.

MLAMBO, D.; MWENJE, E.; NYATHI, P. Effects of tree cover and season on soil nitrogen dynamics and microbial biomass in an African savanna woodland dominated by *Colophospermum mopane*. **Journal of Tropical Ecology**, v. 23, p. 437-448, 2007.

MUYZER, G.; WAAL, E. C.; UITTERLINDEN, A. G. Profiling of complex microbial populations by denaturing gradient gel electrophoresis analysis of polymerase chain reaction-amplified genes coding for 16S rRNA. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 59, n. 3, p. 695-700, 1993.

NEVES, J. C. L. Sustentabilidade da produção e sua modelagem. In: SIMPÓSIO SOBRE NUTRIÇÃO E ADUBAÇÃO DE EUCALIPTO, 1., 2004. São Pedro-SP. **Anais...** São Paulo-SP, 2004. CD-ROM.

NEILL, C.; PICCOLO, M. C.; CERRI, C. C. *et al.* Net nitrogen mineralization and net nitrification rates in soils following deforestation for pasture across the southwestern Brazilian Amazon Basin landscape. **Oecologia**, v. 110, p. 243-252, 1997.

NÜBEL, U.; ENGELEN, B.; FELSKE, A. *et al.* Sequence heterogeneities of genes encoding 16S rRNAs in *Paenibacillus polymyxa* detected by temperature gradient gel electrophoresis. **Journal of Bacteriology**, v. 178, p. 5636-5643, 1996.

NÜSSLEIN, K.; TIEDJE, J. M. Characterization of a young Hawaiian soil bacterial community for its dominant and rare members using small subunit rDNA amplified from DNA fractionated by its guanine and cytosine composition. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 64, p. 1283-1289, 1998.

NÜSSLEIN, K.; TIEDJE, J. M. Soil bacterial community shift correlated with change from forest to pasture vegetation in a tropical soil. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 65, n. 8, p. 3622-3626, 1999.

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

OLIVEIRA, A. A. K.; LEITE, A. S. **Projeto Leste**: Folha Ipatinga – SE.24-Z-D-II, escala 1:100.000. v. 20. Belo Horizonte: SEME/COMIG/CPRM, 2000. 58 p.

OROS-SICHLER, M.; GOMES, N. C. M.; NEUBER, G. *et al.* A new semi-nested protocol to amplify large 18S rRNA gene fragments for PCR-DGGE analysis of soil fungal communities. **Journal of Microbiological Methods**, v. 65, p. 63-75, 2005.

ORTIZ, J. L. **Emprego do geoprocessamento no estudo da relação entre potencial produtivo de um povoamento de eucalipto e atributos do solo e do relevo**. 2003. 205 f. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.

PASSIOURA, J. B. Simulation models: Science, snake oil, education or engineering? **Journal of Agronomy**, v. 88, p. 690-694, 1996.

PEREIRA, R. M. **Diversidade bacteriana de um Latossolo sob cultivo intensivo e floresta através da análise metagenômica**. 2003. 75 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agropecuária) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal-SP, 2003.

PEREIRA, R. M.; SILVEIRA, E. L.; SCAQUITTO, D. C. *et al.* Molecular characterization of bacterial populations of different soils. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, p. 439-447, 2006.

PRAKITCHAIWATTANA, C. J.; FLEET, G. H.; HEARD, G. M. Application and evaluation of denaturing gradient gel electrophoresis to analyse the yeast ecology of wine grapes. **FEMS Yeast Research**, v. 4, p. 865-877, 2004.

ROESCH, L. F. W.; FULTHORPE, R. R.; RIVA, A. *et al.* Pyrosequencing enumerates and contrasts soil microbial diversity. **The ISME Journal**, v. 1, p. 283-290, 2007.

ROSSELLÓ-MORA, R.; AMANN, R. The species concept for prokaryotes. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 25, p. 39-67, 2001.

SANTOS, C. A. P. **Qualidade de solos sob eucalipto fertirrigado no Vale do Rio Doce-MG**. 2004. 61 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agrícola) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2004.

SBS – Sociedade Brasileira de Silvicultura. Disponível em: <<http://www.sbs.org.br>>. Acesso em: 23 jun. 2007.

SBS – Sociedade Brasileira de Silvicultura. Disponível em: <<http://www.sbs.org.br>>. Acesso em: 10 set. 2008. 2008.

SCHLOSS, P. D.; HANDELSMAN, J. Toward a census of bacteria in soil. **PLOS Computational Biology**, v. 2, p. 786-793, 2006.

SCHOENHOLTZ, S. H.; van MIEGROET, H.; BURGER, J. A. A review of chemical and physical properties as indicators of forest soil quality: challenges and opportunities. **Forest Ecology and Management**, v. 138, p. 335-356, 2000.

SCHULZE, W. X.; GLEIXNER, G.; KAISER, K. *et al.* A proteomic fingerprint of dissolved organic carbon and of soil particles. **Oecologia**, v. 142, p. 335-343, 2004.

SILVA, C. A.; VALE, F. R.; GUILHERME, L. R. G. Efeito da calagem na mineralização do nitrogênio em solos de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 18, n. 3, p. 471-476, 1994.

SILVA, I. R.; MENDONÇA, E. S. Matéria orgânica do solo. In: NOVAIS, R. F.; ALVAREZ V., V. H.; BARROS, N. F. *et al.* (Eds.) **Fertilidade do solo**. Viçosa-MG: SBCS – Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. p. 275-374.

SILVEIRA, E. L.; PEREIRA, R. M.; SCAQUITTO, D. C. *et al.* Bacterial diversity of soil under eucaliptus assessed by 16S rDNA sequencing analysis. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 10, p. 1507-1516, 2006.

SINGH, J. S.; RAGHUBANSHI, A. S.; SINGH, R. S. *et al.* Microbial biomass acts as source of plant nutrients in dry tropical forest and savanna. **Nature**, v. 338, p. 499-500, 1989.

SINGH, J. S.; KASHYAP, A. K. Dynamics of viable nitrifier community, N-mineralization and nitrification in seasonally dry tropical forests and savanna. **Microbiological Research**, v. 161, p. 169-179, 2006.

SMIT, E.; LEEFLANG, P.; GLANDORF, B. *et al.* Analysis of fungal diversity in the wheat rhizosphere by sequencing of cloned PCR-amplified genes encoding 18S rRNA and temperature gradient gel electrophoresis. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 65, p. 2614-2621, 1999.

SMIT, E.; LEEFLANG, P.; GOMMANS, S. *et al.* Diversity and seasonal fluctuations of the dominant members of the bacterial soil community in a wheat field as determined by cultivation and molecular methods. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 67, n. 5, p. 2284-2291, 2001.

SRIVASTAVA, S. C. Influence of soil properties on microbial C, N, and P in dry tropical ecosystems. **Biology and Fertility of Soils**, v. 13, p. 176-180, 1992.

STATSOFT, Inc. **Statistica for Windows** [Computer program manual]. Tulsa: StatSoft, 1995.

SYLVIA, D. M.; FUHRMANN, J. J.; HARTEL, P. G. *et al.* **Principles and applications of soil microbiology**. 2. ed. New Jersey: Pearson Prentice Hall™, 2005. 640 p.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R. W.; ANGLE, S.; BOTTOMLEY, P. *et al.* (Eds.) **Methods of soil analysis**. Part 2. Microbiological and biochemical properties, n. 5. Soil Science Society of America, Madison, WI, 1994. p. 775-833.

TRASAR-CEPEDA, C.; LEIRÓS, C.; GIL-SOTRES, F. *et al.* Towards a biochemical quality index for soils: An expression relating biological and biochemical properties. **Biology Fertility of Soils**, v. 26, p. 100-106, 1998.

TORSVIK, V.; GOKSOYR, J.; DAAE, F. L. High diversity in DNA of soil bacteria. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 56, p. 782-787, 1990.

TORSVIK, V.; ØVREAS, L. Microbial diversity and function in soil: from genes to ecosystems. **Current Opinion in Microbiology**, v. 5, p. 240-245, 2002.

TÓTH, G.; STOLBOVOY, V.; MONTANARELLA, L. **Soil quality and sustainability evaluation** – an integrated approach to support soil-related policies of the European Union. EUR 22721 EN, 2007. 40 p. Office for Official Publications of the European Communities, Luxembourg.

TÓTOLA, M. R.; CHAER, G. M. Microrganismos e processos microbiológicos como indicadores da qualidade dos solos In: ALVAREZ V., V. H.; SCHAEFER, C. E. G. R.; BARROS, N. F. *et al.* (Eds.) **Tópicos em ciência do solo** (Topics in soil science). Viçosa-MG: SBCS – Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, v. 2, p. 195-276, 2002.

URURAHY, J. C. C. **Brasil vive apagão florestal**. Artigo publicado no Jornal do Comércio do Rio de Janeiro, edição de 25 de setembro de 2004. Sociedade Brasileira de Silvicultura (disponível em: <<http://www.sbs.org.br>>. Acesso em: 15 jun. 2004).

VAINIO, E. J. I.; HANTULA, J. Direct analysis of wood-inhabiting fungi using denaturing gradient gel electrophoresis of amplified ribosomal DNA. **Mycological Research**, v. 104, p. 927-936, 2000.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. An extraction Method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 6, p. 703-707, 1987.

VANDAMME, P.; POT, B.; GILLIS, M. *et al.* Polyphasic taxonomy, a consensus approach to bacterial systematics. **Microbiology Reviews**, v. 60, p. 407-438, 1996.

van ELSAS, J. D.; MÄNTYNEN, V.; WOLTERES, A. C. Soil DNA extraction and assessment of the fate of *Mycobacterium chlorophenicum* strain ECP-1 in different soils by 16S ribosomal RNA gene sequence based most-probable-number PCR and immunofluorescence. **Biology Fertility of Soils**, v. 24, p. 188-195, 1997.

van ELSAS, J. D.; DUARTE, G. F.; ROSADO, A. S. *et al.* Microbiological and molecular biological methods for monitoring microbial inoculants and their effects in the soil environment. **Journal of Microbiological Methods**, v. 32, p. 133-154, 1998.

van ELSAS, J. D.; DUARTE, G. F.; KEIJZER-WOLTERS, A. *et al.* Analysis of the dynamics of fungal communities in soil via fungal-specific PCR of soil DNA followed by denaturing gradient gel electrophoresis. **Journal of Microbiological Methods**, v. 43, p. 133-151, 2000.

van VEEN, J. A.; LAD, J. N.; MARTIN, J. K. *et al.* Turnover of carbon, nitrogen and phosphorus through the microbial biomass in soils incubated with <sup>14</sup>C, <sup>15</sup>N and <sup>32</sup>P labeled bacterial cells. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 19, p. 559-565, 1987.

VASCONCELOS, S. S.; ROSA, M. B. S.; ZARIM, D. J. *et al.* Leaf decomposition in a dry season irrigation experiment in eastern Amazonian Forest regrowth. **Biotropica**, v. 35, p. 593-600, 2007.

VASCONCELOS, S. S.; ROSA, M. B. S.; ZARIM, D. J. *et al.* Effects of seasonality, litter removal and dry-season irrigation on litterfall quantity and quality in eastern Amazonian forest regrowth, Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 24, p. 27-38, 2008.

VIANELLO, R. L.; ALVES, A. R. **Meteorologia básica e aplicações**. Viçosa-MG: Ed. UFV, 1991. 449 p.

VILLELA FILHO, A. **O negócio florestal** – desafios no século XXI. I Seminário de Base Florestal: a floresta plantada e seus desafios no século XXI. Sociedade Brasileira de Silvicultura. Disponível em: <<http://www.sbs.org.br>>. Acesso em: 28 fev. 2005.

WAKELIN, S. A.; MACDONALD, L. M.; ROGERS, S. L. *et al.* Habitat selective factors influencing the structural composition and functional capacity of microbial communities in agricultural soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 803-813, 2008.

WARDLE, D. A.; WALKER, L. R.; BARDGETT, R. D. Ecosystem properties and forest decline in contrasting long-term chronosequences. **Science**, v. 305, p. 509-513, 2004.

WARDLE, D. A. Metodologia para quantificação da biomassa microbiana do solo. In: HUNGRIA, M.; ARAÚJO, R. S. (Eds.) **Manual de métodos empregados em estudos de microbiologia agrícola**. Brasília: Embrapa, 1994. p. 419-436.

WARDLE, D. A.; GHANI, A. A critique of the microbial metabolic quotient (qCO<sub>2</sub>) as a bioindicator of disturbance and ecosystem development. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 12, p. 1601-1610, 1995.

WEISBURG, W. G.; BARNES, S. M.; PELLETIER, D. A. *et al.* 16S ribosomal DNA amplification for phylogenetic study. **Journal of Bacteriology**, v. 173, n. 2, p. 697-703, 1991.

WELLSBURY, P.; GOODMAN, K.; BARTH, T. *et al.* Deepmarine biosphere fuelled by increasing organic matter availability during burial and heating. **Nature**, v. 388, p. 573-576, 1997.

WHITE, T. J.; BRUNS, T. D.; LEE, S. *et al.* Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. J. *et al.* (Eds.) **PCR protocols: a guide to methods and applications**. New York: Academic Press, 1990. p. 315-322.

WHITMAN, W. B.; COLEMAN, D. C.; WIEBE, W. J. Prokaryotes: The unseen majority. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 95, p. 6578-6583, 1998.

WIENHOLD, B. J.; ANDREWS, S. S.; KARLEN, D. L. Soil quality: a review of the science and experiences in the USA. **Environmental Geochemistry and Health**, v. 26, p. 89-95, 2004.

YANG, J. E.; SKOGLEY, E. O.; SCHAFF, B. B. *et al.* A simple spectrophotometric determinations of nitrate in water, and soil extracts. **Soil Science Society American Journal**, v. 62, p. 1108-1115, 1998.

ZORNOZA, R.; MATAIX-SOLERA, J.; GUERRERO, C. *et al.* Modelling an index for soil quality evaluation based on natural forest soils under Mediterranean conditions. **Geophysical Research Abstracts**, v. 8, p. 03284, 2006. European Geosciences Union.

## APÊNDICE

## APÊNDICE A

Quadro 1A – Resultados das análises químicas de pH, matéria orgânica (MO), fósforo (P), potássio (K) e sódio (Na) das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	pH H <sub>2</sub> O <sup>1</sup>		M. Org. <sup>2</sup> --- dag dm <sup>-3</sup> ---		P <sup>3</sup>		K <sup>3</sup> ----- mg dm <sup>-3</sup> -----		Na <sup>3</sup>	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1	4,34	4,34	7,20	5,81	1,95	3,76	16	31	6	10
VGELP2	4,38	4,39	8,96	8,39	2,72	7,15	17	29	4	11
VGMLP1	4,45	4,26	7,80	9,03	1,95	4,28	29	48	6	12
VGMLP2	4,40	4,43	8,74	8,76	2,16	4,92	29	38	5	10
VGEC1	4,34	4,41	5,35	5,78	2,64	6,63	16	31	9	11
VGEC2	4,22	4,30	7,64	6,54	4,11	6,89	19	32	5	12
VGMCP1	5,17	4,48	5,28	5,00	2,64	5,66	38	44	4	14
VGMCP2	4,61	5,06	6,27	4,61	1,70	3,41	33	67	ND	16
BOELP1	4,20	4,27	2,84	2,64	2,61	4,32	40	49	2	10
BOELP2	4,11	4,52	2,85	3,88	3,88	8,38	44	43	4	10
BOMLP1	4,23	4,14	3,16	3,34	2,42	2,98	34	31	7	10
BOMLP2	4,04	4,20	3,89	3,75	2,29	3,57	44	48	4	11
BOECP1	4,35	4,71	2,13	2,43	4,28	8,61	25	29	2	10
BOECP2	4,25	4,36	2,93	2,01	4,98	5,95	29	17	11	6
BOMCP1	5,39	4,95	5,15	5,76	1,63	2,98	64	74	17	18
BOMCP2	4,16	4,16	3,34	3,10	8,60	2,98	37	31	3	10
COELP1	4,29	4,59	4,94	4,52	1,28	1,63	21	24	4	6
COELP2	4,18	4,80	3,83	3,91	0,97	1,59	10	18	0	6
COMLP1	4,18	4,18	6,30	5,72	1,71	2,19	21	30	4	9
COMLP2	4,91	5,16	4,91	6,06	1,22	1,81	14	26	7	10
COECP1	4,34	4,54	5,28	4,57	2,18	3,37	26	28	6	8
COECP2	4,37	4,56	4,45	3,96	2,80	3,37	21	35	6	9
COMCP1	4,36	4,37	5,50	4,66	1,97	2,37	23	24	2	7
COMCP2	4,99	4,93	6,19	5,44	2,24	2,49	25	26	7	8
SBELP1	4,46	4,81	2,97	3,64	1,35	5,00	69	33	5	10
SBELP2	4,39	4,38	4,50	4,30	2,10	2,15	52	25	5	8
SBMLP1	4,79	4,82	4,04	5,33	0,70	1,70	31	49	4	14
SBMLP2	4,73	4,80	3,12	3,96	1,51	3,10	40	68	7	17
SBEC1	4,32	4,52	3,20	4,31	1,97	2,79	38	41	5	11
SBEC2	4,37	4,60	4,02	4,43	1,25	3,68	46	39	7	12
SBMCP1	4,47	4,11	3,63	3,80	1,89	2,37	34	30	5	10
SBMCP2	4,57	4,19	4,15	5,44	1,69	3,26	33	41	5	10

<sup>1</sup> relação 1:2,5; <sup>2</sup> método Walkley & Black; <sup>3</sup> extrator Mehlich-1.

Quadro 2A – Resultados das análises químicas de pH, matéria orgânica (MO), fósforo (P), potássio (K) e sódio (Na) das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virginópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 e 0 a 20 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	pH H <sub>2</sub> O <sup>1</sup>		M. Org. <sup>2</sup>		P <sup>3</sup>		K <sup>3</sup>		Na <sup>3</sup>	
			--- dag dm <sup>-3</sup> --		----- mg dm <sup>-3</sup> -----					
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	4,34	4,34	7,20	5,81	1,95	3,76	16	31	6	10
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	4,41	4,48	4,45	5,09	0,97	1,89	10	21	4	7
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	4,38	4,39	8,96	8,39	2,72	7,15	17	29	4	11
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	4,44	4,54	10,38	5,80	8,67	5,21	14	25	5	8
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	4,45	4,26	7,80	9,03	1,95	4,28	29	48	6	12
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	4,54	4,72	5,28	6,73	1,38	3,41	24	40	7	13
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	4,40	4,43	8,74	8,76	2,16	4,92	29	38	5	10
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	4,60	4,50	8,68	5,36	1,51	3,57	29	34	4	11
VGEC1 <sub>0-10cm</sub>	4,34	4,41	5,35	5,78	2,64	6,63	16	31	9	11
VGEC1 <sub>0-20cm</sub>	4,42	4,57	4,35	4,82	2,13	4,44	13	22	6	7
VGEC2 <sub>0-10cm</sub>	4,22	4,30	7,64	6,54	4,11	6,89	19	32	5	12
VGEC2 <sub>0-20cm</sub>	4,25	4,41	7,56	5,80	3,15	4,16	16	26	5	8
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	5,17	4,48	5,28	5,00	2,64	5,66	38	44	4	14
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	5,13	4,34	2,94	2,34	0,90	4,12	47	33	ND	10
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	4,61	5,06	6,27	4,61	1,70	3,41	33	67	ND	16
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	4,64	5,32	5,76	3,27	0,80	2,56	24	58	ND	14
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	4,20	4,27	2,84	2,64	2,61	4,32	40	49	2	10
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	4,13	4,46	2,44	2,42	2,48	4,20	33	45	2	10
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	4,11	4,52	2,85	3,88	3,88	8,38	44	43	4	10
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	4,07	4,35	2,61	2,94	2,45	6,04	34	36	4	9
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	4,23	4,14	3,16	3,34	2,42	2,98	34	31	7	10
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	4,24	4,18	2,61	3,01	1,33	2,41	24	26	2	8
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	4,04	4,20	3,89	3,75	2,29	3,57	44	48	4	11
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	4,08	4,14	3,20	3,53	1,66	3,29	39	38	3	10
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	4,35	4,71	2,13	2,43	4,28	8,61	25	29	2	10
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	4,25	4,48	2,01	1,87	3,43	4,84	21	23	2	7
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	4,25	4,36	2,93	2,01	4,98	5,95	29	17	11	6
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	4,12	4,36	2,25	2,16	7,09	7,19	22	17	5	6
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	5,39	4,95	5,15	5,76	1,63	2,98	64	74	17	18
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	5,05	4,82	3,99	3,83	1,58	2,30	44	53	14	18
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	4,16	4,16	3,34	3,10	8,60	2,98	37	31	3	10
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	4,15	4,11	2,89	2,40	2,18	2,37	34	26	4	7

<sup>1</sup> relação 1:2,5; <sup>2</sup> método Walkley & Black; <sup>3</sup> extrator Mehlich-1.

Quadro 3A – Resultados das análises químicas de cálcio (Ca), magnésio (Mg), alumínio (Al), soma de bases, CTC efetiva e saturação de alumínio das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Ca <sup>2+4</sup>		Mg <sup>2+4</sup>		Al <sup>3+4</sup>		Soma de Bases		CTC Efetiva		Saturação de Alumínio	
	----- cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> -----											
	ES	EC	OS	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1	0,10	0,10	0,17	0,23	1,19	1,87	0,34	0,45	1,52	2,33	78	80
VGELP2	0,03	0,04	0,08	0,09	1,57	2,64	0,17	0,26	1,74	2,90	90	91
VGMLP1	0,12	0,21	0,17	0,17	1,37	2,40	0,39	0,56	1,76	2,95	78	81
VGMLP2	0,10	0,16	0,11	0,21	1,82	1,86	0,31	0,51	2,13	2,37	85	79
VGECP1	0,06	0,03	0,08	0,09	1,63	2,06	0,23	0,25	1,86	2,31	88	89
VGECP2	0,05	0,04	0,08	0,08	1,82	2,24	0,20	0,26	2,02	2,50	90	90
VGMCP1	0,57	0,67	0,19	0,50	0,12	1,14	0,87	1,33	0,99	2,48	12	46
VGMCP2	0,82	2,94	0,48	1,31	0,74	0,10	1,38	4,49	2,12	4,59	35	2
BOELP1	0,40	0,54	0,14	0,19	1,51	1,25	0,65	0,91	2,15	2,16	70	58
BOELP2	0,29	0,73	0,15	0,27	1,87	1,19	0,56	1,16	2,43	2,35	77	51
BOMLP1	0,30	0,11	0,22	0,17	1,54	1,65	0,64	0,40	2,18	2,05	71	81
BOMLP2	0,28	0,27	0,24	0,23	1,63	1,68	0,65	0,67	2,27	2,35	71	71
BOECP1	0,49	0,57	0,19	0,23	1,14	0,87	0,76	0,92	1,90	1,79	60	49
BOECP2	0,49	0,14	0,18	0,07	1,67	1,28	0,80	0,28	2,46	1,56	68	82
BOMCP1	0,64	3,22	0,23	1,39	0,07	0,05	1,11	4,87	1,17	4,93	6	1
BOMCP2	0,23	0,20	0,23	0,22	2,00	1,57	0,56	0,55	2,56	2,11	78	74

Continua...

Quadro 3A, Cont.

Tratamento	Ca <sup>2+4</sup>		Mg <sup>2+4</sup>		Al <sup>3+4</sup>		Soma de Bases		CTC Efetiva		Saturação de Alumínio			
	----- cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> -----												----- % -----	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC		
COELP1	0,03	0,03	0,07	0,06	0,92	0,84	0,17	0,18	1,08	1,02	84	83		
COELP2	0,05	0,10	0,04	0,10	0,86	0,83	0,12	0,27	0,98	1,10	88	76		
COMLP1	0,07	0,04	0,08	0,12	1,64	1,79	0,22	0,27	1,86	2,06	88	87		
COMLP2	0,06	0,12	0,10	0,20	0,78	1,20	0,22	0,43	1,00	1,63	78	73		
COECP1	0,04	0,03	0,07	0,08	1,39	1,41	0,20	0,21	1,59	1,63	87	87		
COECP2	0,03	0,04	0,06	0,07	1,13	1,44	0,17	0,24	1,29	1,68	87	86		
COMCP1	0,18	0,14	0,15	0,17	1,40	1,32	0,40	0,40	1,79	1,72	78	77		
COMCP2	0,10	0,08	0,12	0,11	1,34	1,56	0,31	0,29	1,65	1,85	81	84		
SBELP1	0,28	0,75	0,26	0,36	1,26	0,69	0,73	1,24	1,99	1,93	63	36		
SBELP2	0,32	0,42	0,19	0,28	2,06	1,54	0,66	0,80	2,72	2,34	76	66		
SBMLP1	0,11	0,76	0,15	0,54	1,31	0,92	0,35	1,49	1,65	2,41	79	38		
SBMLP2	0,51	1,22	0,48	0,77	1,26	0,83	1,12	2,24	2,38	3,06	53	27		
SBECP1	0,28	0,39	0,32	0,41	1,98	1,77	0,73	0,96	2,70	2,72	73	65		
SBECP2	0,25	0,54	0,18	0,32	1,21	1,19	0,57	1,00	1,78	2,20	68	54		
SBMCP1	0,03	0,03	0,11	0,10	1,77	1,69	0,25	0,25	2,02	1,94	88	87		
SBMCP2	0,27	0,07	0,06	0,24	1,37	1,66	0,43	0,46	1,80	2,12	76	78		

<sup>4</sup> extrator KCl 1 mol L<sup>-1</sup>.

Quadro 4A – Resultados das análises químicas de cálcio (Ca), magnésio (Mg), alumínio (Al), soma de bases, CTC efetiva e saturação de alumínio das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virginópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 e 0 a 20 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Ca <sup>2+4</sup>		Mg <sup>2+4</sup>		Al <sup>3+4</sup>		Soma de Bases		CTC Efetiva		Saturação de Alumínio	
	----- cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> -----											
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,10	0,10	0,17	0,23	1,19	1,87	0,34	0,45	1,52	2,33	78	80
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,05	0,06	0,10	0,13	0,78	1,17	0,19	0,27	0,97	1,44	80	81
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,03	0,04	0,08	0,09	1,57	2,64	0,17	0,26	1,74	2,90	90	91
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,03	0,02	0,06	0,08	1,09	1,59	0,16	0,20	1,24	1,79	87	89
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,12	0,21	0,17	0,17	1,37	2,40	0,39	0,56	1,76	2,95	78	81
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,08	0,12	0,12	0,15	1,08	1,80	0,29	0,43	1,37	2,22	79	81
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,10	0,16	0,11	0,21	1,82	1,86	0,31	0,51	2,13	2,37	85	79
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,07	0,10	0,12	0,15	1,32	1,78	0,28	0,38	1,60	2,16	82	82
VGEC1 <sub>0-10cm</sub>	0,06	0,03	0,08	0,09	1,63	2,06	0,23	0,25	1,86	2,31	88	89
VGEC1 <sub>0-20cm</sub>	0,04	0,02	0,07	0,08	1,49	1,51	0,17	0,19	1,66	1,70	90	89
VGEC2 <sub>0-10cm</sub>	0,05	0,04	0,08	0,08	1,82	2,24	0,20	0,26	2,02	2,50	90	90
VGEC2 <sub>0-20cm</sub>	0,05	0,03	0,09	0,08	1,55	1,65	0,20	0,21	1,74	1,87	89	89
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	0,57	0,67	0,19	0,50	0,12	1,14	0,87	1,33	0,99	2,48	12	46
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	1,16	0,31	0,68	0,33	0,08	1,25	1,96	0,77	2,04	2,02	4	62
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	0,82	2,94	0,48	1,31	0,74	0,10	1,38	4,49	2,12	4,59	35	2
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	0,56	1,35	0,51	1,01	0,64	0,13	1,13	2,56	1,77	2,69	36	5

Continua...

Quadro 4A, Cont.

Tratamento	Ca <sup>2+4</sup>		Mg <sup>2+4</sup>		Al <sup>3+4</sup>		Soma de Bases		CTC Efetiva		Saturação de Alumínio	
	----- cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> -----											
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,40	0,54	0,14	0,19	1,51	1,25	0,65	0,91	2,15	2,16	70	58
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,23	0,50	0,09	0,18	1,72	1,36	0,41	0,84	2,13	2,20	81	62
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,29	0,73	0,15	0,27	1,87	1,19	0,56	1,16	2,43	2,35	77	51
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,14	0,41	0,10	0,19	1,62	1,33	0,34	0,73	1,96	2,06	82	65
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,30	0,11	0,22	0,17	1,54	1,65	0,64	0,40	2,18	2,05	71	81
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,09	0,07	0,14	0,11	1,62	1,60	0,31	0,28	1,93	1,88	84	85
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,28	0,27	0,24	0,23	1,63	1,68	0,65	0,67	2,27	2,35	71	71
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,13	0,18	0,16	0,18	1,47	1,65	0,40	0,50	1,87	2,15	78	77
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	0,49	0,57	0,19	0,23	1,14	0,87	0,76	0,92	1,90	1,79	60	49
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	0,33	0,32	0,14	0,14	1,26	1,02	0,54	0,55	1,80	1,57	70	65
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	0,49	0,14	0,18	0,07	1,67	1,28	0,80	0,28	2,46	1,56	68	82
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	0,14	0,09	0,08	0,05	1,85	1,33	0,30	0,21	2,14	1,55	86	86
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	0,64	3,22	0,23	1,39	0,07	0,05	1,11	4,87	1,17	4,93	6	1
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	2,15	2,03	0,09	0,88	0,10	0,08	2,41	3,12	2,51	3,20	4	2
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	0,23	0,20	0,23	0,22	2,00	1,57	0,56	0,55	2,56	2,11	78	74
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	0,15	0,12	0,17	0,13	1,92	1,52	0,42	0,34	2,34	1,87	82	82

<sup>4</sup> extrator KCl 1 mol L<sup>-1</sup>.

Quadro 5A – Resultados das análises químicas de zinco (Zn), cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mn) e fósforo remanescente (P-Rem) das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Zn <sup>3</sup>		Cu <sup>3</sup>		Fe <sup>3</sup>		Mn <sup>3</sup>		P-Rem <sup>5</sup>	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1	0,49	1,22	0,089	0,068	87	120	1,8	2,4	6,7	7,0
VGELP2	0,39	0,57	0,063	0,083	66	69	1,5	1,5	6,3	5,9
VGMLP1	0,52	1,51	0,155	0,071	26	138	2,2	5,6	7,3	4,7
VGMLP2	0,55	2,36	0,126	0,096	13	152	2,6	4,7	4,9	6,3
VGEC1	0,28	0,73	0,160	0,097	58	107	1,7	1,9	6,9	4,6
VGEC2	0,55	0,69	0,086	0,100	72	101	1,6	3,9	6,7	6,7
VGMCP1	5,53	1,78	0,387	0,580	541	168	44,5	21,1	24,6	14,7
VGMCP2	1,28	2,71	0,080	0,419	61	76	14,5	70,7	17,6	18,5
BOELP1	0,39	0,76	0,000	0,174	71	103	7,1	17,1	18,8	15,0
BOELP2	0,42	1,04	0,122	0,278	102	104	4,9	24,3	20,7	15,2
BOMLP1	0,85	1,83	0,121	0,322	887	146	6,7	4,3	14,6	10,8
BOMLP2	0,79	1,30	0,115	0,506	27	176	6,4	6,5	17,3	16,2
BOECP1	0,58	1,41	0,441	1,088	58	81	7,0	17,1	21,0	16,9
BOECP2	0,53	0,69	0,040	0,702	62	120	11,9	13,6	19,0	17,1
BOMCP1	1,52	1,74	0,525	1,035	463	147	24,0	32,7	27,5	17,9
BOMCP2	0,67	1,00	0,218	0,420	44	169	8,0	8,0	18,5	15,3

Continua...

Quadro 5A, Cont.

Tratamento	Zn <sup>3</sup>		Cu <sup>3</sup>		Fe <sup>3</sup>		Mn <sup>3</sup>		P-Rem <sup>5</sup>	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
COELP1	0,49	1,05	0,008	0,026	914	64	2,0	1,4	7,6	6,9
COELP2	0,34	0,71	0,028	0,078	61	102	4,3	5,8	16,9	8,7
COMLP1	0,75	1,27	0,035	0,000	84	92	1,9	4,1	14,0	10,6
COMLP2	0,35	0,68	0,043	0,020	51	54	1,5	3,3	10,3	8,0
COECP1	0,68	0,48	0,038	0,003	74	135	1,6	1,6	7,2	7,4
COECP2	0,46	0,63	0,039	0,040	86	67	0,9	0,6	7,6	8,4
COMCP1	1,37	1,50	0,069	0,064	61	67	9,4	7,4	12,1	10,6
COMCP2	1,27	0,84	0,138	0,069	65	60	8,4	6,6	8,7	9,6
SBELP1	1,83	1,91	1,312	1,284	63	84	9,9	19,2	12,6	14,2
SBELP2	0,99	1,47	1,487	1,378	32	100	9,7	10,3	8,3	10,3
SBMLP1	0,42	1,96	1,320	1,300	94	98	8,7	22,4	10,5	10,6
SBMLP2	0,83	1,50	0,805	0,868	95	91	27,9	65,2	16,8	15,4
SBECP1	0,66	1,40	0,849	1,685	1008	95	6,7	14,8	11,5	8,7
SBECP2	0,52	1,35	2,349	2,591	62	118	9,4	9,7	7,9	10,0
SBMCP1	1,68	1,82	0,882	1,077	103	108	3,8	5,6	13,3	10,4
SBMCP2	1,33	1,17	3,180	1,847	62	138	34,6	18,3	13,6	10,4

<sup>3</sup> extrator Mehlich-1; <sup>5</sup> P remanescente da agitação de 60 mg L<sup>-1</sup> de P em CaCl<sub>2</sub> 0,01 mol L<sup>-1</sup> por 1 hora com a amostra de solo, na relação solo:solução de 1:10.

Quadro 6A – Resultados das análises químicas de zinco (Zn), cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mn) e fósforo remanescente (P-Rem) das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virginópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 e 0 a 20 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Zn <sup>3/</sup>		Cu <sup>3/</sup>		Fe <sup>3/</sup>		Mn <sup>3/</sup>		P-Rem <sup>5/</sup>	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,49	1,22	0,089	0,068	87	120	1,8	2,4	6,7	7,0
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,31	1,23	0,028	0,055	75	110	1,3	2,0	6,4	5,6
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,39	0,57	0,063	0,083	66	69	1,5	1,5	6,3	5,9
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,33	0,58	0,187	0,088	69	66	1,4	2,0	17,6	5,0
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,52	1,51	0,155	0,071	26	138	2,2	5,6	7,3	4,7
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,34	0,86	0,135	0,031	1180	118	1,7	4,7	6,8	5,2
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,55	2,36	0,126	0,096	13	152	2,6	4,7	4,9	6,3
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,69	1,06	0,053	0,095	193	155	3,5	6,7	3,1	7,6
VGEC1 <sub>0-10cm</sub>	0,28	0,73	0,160	0,097	58	107	1,7	1,9	6,9	4,6
VGEC1 <sub>0-20cm</sub>	0,60	0,36	0,141	0,076	86	108	1,9	2,4	9,1	5,9
VGEC2 <sub>0-10cm</sub>	0,55	0,69	0,086	0,100	72	101	1,6	3,9	6,7	6,7
VGEC2 <sub>0-20cm</sub>	0,59	0,57	0,158	0,087	79	104	1,4	4,4	7,1	6,8
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	5,53	1,78	0,387	0,580	541	168	44,5	21,1	24,6	14,7
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	3,16	1,50	0,200	0,584	60	182	34,4	10,9	26,7	13,8
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	1,28	2,71	0,080	0,419	61	76	14,5	70,7	17,6	18,5
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	1,59	1,53	0,040	0,409	82	88	12,4	49,9	17,9	17,6

Continua...

Quadro 6A, Cont.

Tratamento	Zn <sup>3/</sup>		Cu <sup>3/</sup>		Fe <sup>3/</sup>		Mn <sup>3/</sup>		P-Rem <sup>5/</sup>	
	mg dm <sup>-3</sup>									
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,39	0,76	0,000	0,174	71	103	7,1	17,1	18,8	15,0
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,30	0,77	0,000	0,194	96	115	4,1	8,7	20,6	15,9
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,42	1,04	0,122	0,278	102	104	4,9	24,3	20,7	15,2
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,37	1,00	0,116	0,293	105	117	2,7	6,5	18,8	14,0
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,85	1,83	0,121	0,322	887	146	6,7	4,3	14,6	10,8
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,64	1,10	0,097	0,410	62	126	2,7	2,7	14,7	12,1
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,79	1,30	0,115	0,506	27	176	6,4	6,5	17,3	16,2
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,88	0,81	0,165	0,492	468	171	3,7	5,4	19,0	13,6
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	0,58	1,41	0,441	1,088	58	81	7,0	17,1	21,0	16,9
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	0,59	0,94	1,573	1,167	58	84	5,9	5,9	20,6	15,5
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	0,53	0,69	0,040	0,702	62	120	11,9	13,6	19,0	17,1
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	0,60	0,75	0,088	0,755	708	130	6,3	20,4	16,9	15,8
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	1,52	1,74	0,525	1,035	463	147	24,0	32,7	27,5	17,9
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	0,93	1,26	0,590	1,099	58	151	16,8	21,6	23,2	16,0
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	0,67	1,00	0,218	0,420	44	169	8,0	8,0	18,5	15,3
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	0,58	0,92	0,162	0,357	254	172	6,6	5,7	16,2	15,0

<sup>3</sup> extrator Mehlich-1; <sup>5</sup> P remanescente da agitação de 60 mg L<sup>-1</sup> de P em CaCl<sub>2</sub> 0,01 mol L<sup>-1</sup> por 1 hora com a amostra de solo, na relação solo:solução de 1:10.

Quadro 7A – Resultados da análise textural das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Areia Grossa		Areia Fina		Areia Total		Silte		Argila		Textura	
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1	12	12	7	8	19	20	5	7	75	72	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGELP2	9	10	9	9	18	19	6	10	77	71	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGMLP1	23	13	14	12	37	25	4	7	59	69	Argila	Muito Argiloso
VGMLP2	11	25	12	13	24	38	8	10	68	52	Muito Argiloso	Argila
VGECP1	20	10	10	10	30	20	8	6	63	74	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGECP2	16	33	1	6	17	39	22	10	61	51	Muito Argiloso	Argila
VGMCP1	29	10	14	13	43	23	18	18	39	59	Franco Argiloso	Argila
VGMCP2	34	22	5	17	39	39	11	18	50	43	Argila	Argila
BOELP1	15	13	10	12	25	25	4	2	71	73	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOELP2	20	16	13	13	33	29	8	3	59	69	Argila	Muito Argiloso
BOMLP1	11	16	14	11	25	27	10	6	64	67	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMLP2	12	14	1	11	12	25	10	5	77	69	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOECP1	17	17	15	16	32	33	9	7	59	60	Argila	Muito Argiloso
BOECP2	32	12	0	21	32	33	18	11	49	56	Argila	Argila
BOMCP1	5	5	6	4	11	10	9	9	80	82	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMCP2	26	21	11	17	37	38	7	8	56	54	Argila	Argila

Continua...

Quadro 7A, Cont.

Tratamento	Areia Grossa		Areia Fina		Areia Total		Silte		Argila		Textura	
	----- % -----											
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
COELP1	17	16	10	9	27	25	9	7	64	68	Muito Argiloso	Muito Argiloso
COELP2	39	52	12	5	51	58	8	8	41	34	Argila Arenosa	Argila Arenosa
COMLP1	30	24	1	14	31	37	22	11	47	52	Argila	Argila
COMLP2	26	19	15	16	41	35	9	12	50	52	Argila	Argila
COECP1	14	16	15	13	29	29	11	10	60	61	Muito Argiloso	Muito Argiloso
COECP2	12	15	1	13	13	28	20	11	67	61	Muito Argiloso	Muito Argiloso
COMCP1	18	23	15	14	33	37	13	11	54	52	Argila	Argila
COMCP2	18	28	17	13	35	41	16	10	49	49	Argila	Argila
SBELP1	22	32	12	12	34	45	12	9	54	46	Argila	Argila
SBELP2	13	20	1	14	15	34	16	4	69	62	Muito Argiloso	Muito Argiloso
SBMLP1	14	19	11	11	26	29	6	7	69	64	Muito Argiloso	Muito Argiloso
SBMLP2	29	39	12	14	41	52	10	9	49	39	Argila	Argila Arenosa
SBECP1	17	20	13	12	31	32	13	12	56	56	Argila	Argila
SBECP2	19	24	2	12	20	36	18	9	62	55	Muito Argiloso	Argila
SBMCP1	27	18	23	18	50	36	11	9	39	55	Argila Arenosa	Argila
SBMCP2	19	16	8	16	28	32	21	17	52	51	Argila	Argila

Quadro 8A – Resultados da análise textural das amostras de solo sob plantios de eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virginópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 e 0 a 20 cm, nas estações seca (ES) e chuvosa (EC)

Tratamento	Areia Grossa		Areia Fina		Areia Total		Silte		Argila		Textura	
	----- % -----											
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	12	12	7	8	19	20	5	7	75	72	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	9	18	0	7	9	25	12	6	79	69	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	9	10	9	9	18	19	6	10	77	71	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	11	11	8	9	19	21	5	13	76	66	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	23	13	14	12	37	25	4	7	59	69	Argila	Muito Argiloso
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	21	14	15	11	36	25	7	8	57	67	Argila	Muito Argiloso
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	11	25	12	13	24	38	8	10	68	52	Muito Argiloso	Argila
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	8	24	13	14	22	38	8	9	70	54	Muito Argiloso	Argila
VGEC1 <sub>0-10cm</sub>	20	10	10	10	30	20	8	6	63	74	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGEC1 <sub>0-20cm</sub>	14	1	13	12	27	13	8	6	65	80	Muito Argiloso	Muito Argiloso
VGEC2 <sub>0-10cm</sub>	16	33	1	6	17	39	22	10	61	51	Muito Argiloso	Argila
VGEC2 <sub>0-20cm</sub>	18	20	0	13	19	32	20	9	62	59	Muito Argiloso	Argila
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	29	10	14	13	43	23	18	18	39	59	Franco Argiloso	Argila
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	40	19	9	16	49	35	16	12	35	53	Argilo-Arenosa	Argila
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	34	22	5	17	39	39	11	18	50	43	Argila	Argila
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	31	32	5	11	36	43	14	15	50	42	Argila	Argila

Continua...

Quadro 8A, Cont.

Tratamento	Areia Grossa		Areia Fina		Areia Total		Silte		Argila		Textura	
	----- % -----										ES	EC
	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC	ES	EC		
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	15	13	10	12	25	25	4	2	71	73	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	13	12	2	11	14	23	8	2	78	75	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	20	16	13	13	33	29	8	3	59	69	Argila	Muito Argiloso
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	15	19	13	10	28	29	5	2	66	69	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	11	16	14	11	25	27	10	6	64	67	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	14	10	12	34	26	44	5	4	69	53	Muito Argiloso	Argila
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	12	14	1	11	12	25	10	5	77	69	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	9	11	15	12	25	23	5	2	71	74	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	17	17	15	16	32	33	9	7	59	60	Argila	Muito Argiloso
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	15	19	15	12	30	31	13	6	58	63	Argila	Muito Argiloso
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	32	12	0	21	32	33	18	11	49	56	Argila	Argila
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	24	29	12	9	36	38	17	11	47	51	Argila	Argila
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	5	5	6	4	11	10	9	9	80	82	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	4	2	4	3	8	6	6	7	86	87	Muito Argiloso	Muito Argiloso
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	26	21	11	17	37	38	7	8	56	54	Argila	Argila
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	22	26	11	12	33	38	9	4	58	58	Argila	Argila

Quadro 9A – Carbono da biomassa microbiana (CBM) e qMIC em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm

Tratamento	CBM*		qMIC**	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1	126,35	257,14	0,30	0,76
VGELP2	178,77	269,02	0,34	0,55
VGMLP1	200,25	350,91	0,44	0,67
VGMLP2	259,57	342,46	0,51	0,67
VGEC1P1	137,31	290,91	0,44	0,87
VGEC1P2	184,33	221,15	0,42	0,58
VGMCP1	170,68	283,22	0,56	0,98
VGMCP2	236,62	121,72	0,65	0,46
BOELP1	90,17	97,34	0,55	0,64
BOELP2	105,96	209,34	0,64	0,93
BOMLP1	165,37	207,82	0,90	1,07
BOMLP2	193,53	270,76	0,86	1,24
BOECP1	81,23	32,76	0,66	0,23
BOECP2	102,23	105,32	0,60	0,90
BOMCP1	220,33	98,26	0,74	0,29
BOMCP2	161,11	21,13	0,83	0,12

\*  $\mu\text{g CBM g}^{-1}$  solo seco; \*\* %.

Continua...

Quadro 9A, Cont.

Tratamento	CBM*		qMIC**	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
COELP1	55,56	42,90	0,19	0,16
COELP2	58,43	20,42	0,26	0,09
COMLP1	115,73	73,20	0,32	0,22
COMLP2	113,75	142,90	0,40	0,41
COECP1	90,88	100,76	0,30	0,38
COECP2	91,74	128,96	0,36	0,56
COMCP1	137,17	149,21	0,43	0,55
COMCP2	148,22	153,48	0,41	0,49
SBELP1	45,01	137,67	0,26	0,65
SBELP2	82,97	89,08	0,32	0,36
SBMLP1	81,94	125,35	0,35	0,41
SBMLP2	102,06	131,51	0,57	0,57
SBECP1	107,81	132,19	0,58	0,53
SBECP2	69,60	253,29	0,30	0,98
SBMCP1	71,29	157,18	0,34	0,71
SBMCP2	55,68	275,19	0,23	0,87

\*  $\mu\text{g CBM g}^{-1}$  solo seco; \*\* %.

Quadro 10A – Carbono da biomassa microbiana (CBM) e qMIC em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virginópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 cm e 0 a 20 cm

Tratamento	CBM*		qMIC**	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	126,35	257,14	0,30	0,76
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	99,57	211,06	0,39	0,72
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	178,77	269,14	0,34	0,55
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	42,51	271,14	0,07	0,81
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	200,25	350,91	0,44	0,67
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	66,72	311,99	0,22	0,80
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	259,57	342,46	0,51	0,67
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	109,41	242,76	0,22	0,78
VGECP1 <sub>0-10cm</sub>	137,31	290,91	0,44	0,87
VGECP1 <sub>0-20cm</sub>	78,41	213,80	0,31	0,76
VGECP2 <sub>0-10cm</sub>	184,33	221,15	0,42	0,58
VGECP2 <sub>0-20cm</sub>	96,33	228,32	0,22	0,68
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	170,68	283,22	0,56	0,98
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	89,08	259,12	0,52	1,91
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	236,62	121,72	0,65	0,46
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	111,00	111,16	0,33	0,59

\*  $\mu\text{g CBM g}^{-1}$  solo seco; \*\* %.

Continua...

Quadro 10A, Cont.

Tratamento	CBM*		qMIC**	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	90,17	97,34	0,55	0,64
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	60,19	101,82	0,43	0,73
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	105,96	209,34	0,64	0,93
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	86,98	269,58	0,57	1,58
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	165,37	207,82	0,90	1,07
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	139,65	179,28	0,92	1,03
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	193,53	270,76	0,86	1,24
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	134,57	189,14	0,73	0,93
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	81,23	32,76	0,66	0,23
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	81,00	122,99	0,69	1,13
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	102,23	105,32	0,60	0,90
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	87,75	20,38	0,67	0,16
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	220,33	98,26	0,74	0,29
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	189,54	286,89	0,82	1,29
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	161,11	21,13	0,83	0,12
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	148,89	109,59	0,89	0,79

\*  $\mu\text{g CBM g}^{-1}$  solo seco; \*\* %.

Quadro 11A – Respiração basal e qCO<sub>2</sub> em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm

Tratamento	Respiração Basal*		qCO <sub>2</sub> **	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1	0,041	0,077	0,339	0,316
VGELP2	0,050	0,104	0,293	0,410
VGMLP1	0,137	0,108	0,721	0,325
VGMLP2	0,093	0,122	0,378	0,377
VGECP1	0,038	0,065	0,290	0,235
VGECP2	0,048	0,098	0,273	0,470
VGMCP1	0,065	0,153	0,399	0,570
VGMCP2	0,105	0,250	0,469	2,166
BOELP1	0,016	0,047	0,192	0,511
BOELP2	0,015	0,068	0,146	0,344
BOMLP1	0,078	0,086	0,496	0,437
BOMLP2	0,093	0,101	0,506	0,392
BOECP1	0,024	0,037	0,307	1,204
BOECP2	0,050	0,032	0,521	0,320
BOMCP1	0,232	0,204	1,110	2,194
BOMCP2	0,107	0,108	0,702	5,392

\*  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$ ; \*\*  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g CBM}^{-1} \text{ d}^{-1}$ .

Continua...

Quadro 11A, Cont.

Tratamento	Respiração Basal*		qCO <sub>2</sub> **	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
COELP1	0,053	0,063	1,010	1,551
COELP2	0,051	0,044	0,929	2,278
COMLP1	0,100	0,078	0,910	1,119
COMLP2	0,096	0,122	0,892	0,903
COECP1	0,113	0,065	1,310	0,678
COECP2	0,058	0,072	0,664	0,590
COMCP1	0,116	0,109	0,892	0,769
COMCP2	0,124	0,142	0,881	0,978
SBELP1	0,030	0,084	0,699	0,645
SBELP2	0,044	0,091	0,558	1,078
SBMLP1	0,107	0,189	1,373	1,593
SBMLP2	0,070	0,105	0,724	0,843
SBECP1	0,047	0,080	0,460	0,636
SBECP2	0,048	0,108	0,723	0,450
SBMCP1	0,128	0,086	1,892	0,580
SBMCP2	0,122	0,134	2,319	0,515

\*  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$ ; \*\*  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g CBM}^{-1} \text{ d}^{-1}$ .

Quadro 12A – Respiração basal e  $q\text{CO}_2$  em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virgíópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 cm e 0 a 20 cm

Tratamento	Respiração Basal*		$q\text{CO}_2$ **	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,041	0,077	0,339	0,316
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,036	0,053	0,383	0,265
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,050	0,104	0,293	0,410
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,041	0,066	1,028	0,256
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,137	0,108	0,721	0,325
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,077	0,105	1,221	0,355
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,093	0,122	0,378	0,377
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,099	0,086	0,959	0,374
VGECP1 <sub>0-10cm</sub>	0,038	0,065	0,290	0,235
VGECP1 <sub>0-20cm</sub>	0,033	0,043	0,446	0,213
VGECP2 <sub>0-10cm</sub>	0,048	0,098	0,273	0,470
VGECP2 <sub>0-20cm</sub>	0,042	0,045	0,458	0,206
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	0,065	0,153	0,399	0,570
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	0,054	0,079	0,644	0,321
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	0,105	0,250	0,469	2,166
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	0,082	0,069	0,779	0,656

\*  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$ ; \*\*  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g CBM}^{-1} \text{ d}^{-1}$ .

Quadro 12A, Cont.

Tratamento	Respiração Basal*		qCO <sub>2</sub> **	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	0,016	0,047	0,192	0,511
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	0,019	0,026	0,326	0,274
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	0,015	0,068	0,146	0,344
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	0,011	0,053	0,129	0,208
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	0,078	0,086	0,496	0,437
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	0,052	0,073	0,392	0,432
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	0,093	0,101	0,506	0,392
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	0,054	0,086	0,424	0,477
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	0,024	0,037	0,307	1,204
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	0,019	0,038	0,243	0,323
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	0,050	0,032	0,521	0,320
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	0,023	0,028	0,280	1,474
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	0,232	0,204	1,110	2,194
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	0,147	0,131	0,819	0,483
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	0,107	0,108	0,702	5,392
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	0,046	0,080	0,324	0,775

\*  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ solo seco h}^{-1}$ ; \*\*  $\mu\text{g CO}_2 \mu\text{g CBM}^{-1} \text{ d}^{-1}$ .

Quadro 13A – Atividade das enzimas fosfatase ácida, fosfatase alcalina e  $\beta$ -glicosidase em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm

Tratamento	Fosfatase Ácida*		Fosfatase Alcalina*		$\beta$ -Glicosidase*	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1	247,44	228,73	27,42	47,87	76,26	99,03
VGELP2	251,10	288,99	32,43	68,91	82,55	109,18
VGMLP1	235,69	350,09	43,53	109,50	95,71	138,25
VGMLP2	312,31	308,18	75,16	58,74	62,26	108,33
VGECP1	201,28	196,08	26,38	27,48	105,04	82,66
VGECP2	185,42	164,57	25,09	46,11	110,96	117,17
VGMCP1	255,27	290,80	54,44	42,22	67,85	203,67
VGMCP2	300,37	242,90	72,78	32,34	172,84	85,19
BOELP1	130,68	106,21	15,19	6,80	58,92	57,73
BOELP2	124,40	90,97	6,73	8,56	55,18	56,58
BOMLP1	265,37	317,57	31,47	24,91	76,50	71,98
BOMLP2	324,60	314,43	33,36	51,48	103,42	125,35
BOECP1	252,11	170,09	10,09	40,01	76,50	67,43
BOECP2	162,20	101,30	4,15	0,00	57,36	36,93
BOMCP1	574,92	465,47	123,68	83,77	157,08	164,70
BOMCP2	285,30	355,30	31,21	13,64	98,13	76,75

\*  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo seco.

Quadro 13A, Cont.

Tratamento	Fosfatase Ácida*		Fosfatase Alcalina*		β-Glicosidase*	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
COELP1	220,07	165,88	37,94	20,64	66,97	59,47
COELP2	141,08	116,85	19,49	32,43	52,76	50,05
COMLP1	277,36	262,81	19,99	46,20	68,32	84,06
COMLP2	337,47	416,64	59,72	66,70	53,97	61,26
COECP1	250,92	231,41	41,56	26,92	64,47	53,66
COECP2	284,77	381,02	42,07	32,83	84,74	76,51
COMCP1	320,03	362,45	42,48	34,11	74,84	79,01
COMCP2	310,24	407,10	66,52	60,72	87,36	89,53
SBELP1	267,00	214,26	16,24	24,58	59,84	80,61
SBELP2	236,18	196,60	25,23	19,93	49,35	87,68
SBMLP1	504,16	274,86	36,81	88,59	76,86	121,78
SBMLP2	290,49	403,84	19,84	46,63	54,86	95,69
SBECP1	289,77	387,23	24,28	20,67	47,49	77,02
SBECP2	242,85	257,77	21,12	28,66	65,22	99,87
SBMCP1	312,46	238,76	38,20	24,06	88,52	89,70
SBMCP2	410,25	253,10	76,60	77,11	102,36	97,41

\*  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo seco.

Quadro 14A – Atividade das enzimas fosfatase ácida, fosfatase alcalina e  $\beta$ -glicosidase em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virgíópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 cm e 0 a 20 cm

Tratamento	Fosfatase Ácida*		Fosfatase Alcalina*		$\beta$ -Glicosidase*	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	247,44	228,73	27,42	47,87	76,26	99,03
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	288,02	187,30	22,61	21,48	57,51	70,48
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	251,10	288,99	32,43	68,91	82,55	109,18
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	264,24	206,39	25,30	86,86	68,60	66,10
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	235,69	350,09	43,53	109,50	95,71	138,25
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	273,26	241,60	29,70	22,48	73,69	100,72
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	312,31	308,18	75,16	58,74	62,26	108,33
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	359,08	278,24	36,44	51,53	108,49	97,13
VGEC1 <sub>0-10cm</sub>	201,28	196,08	26,38	27,48	105,04	82,66
VGEC1 <sub>0-20cm</sub>	235,21	238,83	23,25	6,80	52,51	63,73
VGEC2 <sub>0-10cm</sub>	185,42	164,57	25,09	46,11	110,96	117,17
VGEC2 <sub>0-20cm</sub>	195,01	132,91	19,57	24,30	76,50	76,17
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	255,27	290,80	54,44	42,22	67,85	203,67
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	252,29	167,36	42,54	18,87	84,97	161,89
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	300,37	242,90	72,78	32,34	172,84	85,19
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	324,43	215,25	55,33	32,23	143,02	91,15

\*  $\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1}$  solo seco.

Quadro 14A, Cont.

Tratamento	Fosfatase Ácida*		Fosfatase Alcalina*		β-Glicosidase*	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	130,68	106,21	15,19	6,80	58,92	57,73
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	126,11	155,13	10,23	9,03	50,03	55,16
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	124,40	90,97	6,73	8,56	55,18	56,58
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	135,94	89,94	7,88	0,00	49,95	51,31
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	265,37	317,57	31,47	24,91	76,50	71,98
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	292,27	226,76	22,04	16,44	71,98	64,37
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	324,60	314,43	33,36	51,48	103,42	125,35
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	287,96	298,14	25,03	22,69	79,51	108,91
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	252,11	170,09	10,09	40,01	76,50	67,43
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	244,22	214,04	10,03	7,29	64,71	67,49
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	162,20	101,30	4,15	0,00	57,36	36,93
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	171,36	123,31	2,39	0,57	44,26	33,15
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	574,92	465,47	123,68	83,77	157,08	164,70
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	387,25	397,07	75,47	42,19	121,25	143,94
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	285,30	355,30	31,21	13,64	98,13	76,75
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	265,73	332,21	13,48	0,00	75,03	69,79

\* µg p-nitrofenol g<sup>-1</sup> solo seco.

Quadro 15A – Nitrogênio da biomassa (NBM), N-mineralizável e Nitrificação Potencial em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das quatro regiões: Virginópolis (VG), Belo Oriente (BO), Cocais (CO) e Santa Bárbara (SB), na profundidade de 0 a 10 cm

Tratamento	NBM*		N-Mineralizável**		Nitrificação Potencial***	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1	94,30	72,53	38,24	36,57	0,38	0,55
VGELP2	36,90	87,90	26,77	49,78	0,41	0,40
VGMLP1	59,93	80,99	27,99	41,98	0,63	0,65
VGMLP2	58,00	64,58	13,51	40,75	0,49	0,53
VGECP1	41,14	65,50	20,10	21,46	0,25	0,50
VGECP2	51,27	51,75	27,35	18,08	0,47	0,54
VGMCP1	59,71	108,59	31,04	57,43	0,45	0,60
VGMCP2	113,64	19,93	41,30	87,14	1,00	0,22
BOELP1	9,67	26,82	7,31	14,19	0,13	0,14
BOELP2	14,74	49,29	7,84	15,61	0,98	0,21
BOMLP1	40,06	50,30	26,72	27,34	0,46	0,30
BOMLP2	60,91	69,77	28,97	44,49	0,28	0,58
BOECP1	24,02	36,80	5,77	6,66	0,17	0,18
BOECP2	37,32	28,54	13,00	5,71	0,79	0,40
BOMCP1	103,02	98,74	49,02	69,53	0,25	0,33
BOMCP2	97,88	84,64	29,59	51,47	0,33	0,31

\*  $\mu\text{g NBM g}^{-1}$  solo seco; \*\*  $\mu\text{g N-mineralizável g}^{-1}$  solo seco; \*\*\*  $\Delta\text{NO}_3 \text{ h}^{-1}$  ( $\mu\text{g h}^{-1} \text{ g}^{-1}$  solo seco).

Continua...

Quadro 15A, Cont.

Tratamento	NBM*		N-Mineralizável**		Nitrificação Potencial***	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
COELP1	28,63	52,34	26,06	1,44	0,31	0,23
COELP2	21,65	26,58	28,91	25,45	0,20	0,22
COMLP1	48,93	74,54	65,35	40,33	0,25	0,57
COMLP2	42,83	53,27	54,56	51,39	0,22	0,23
COECP1	34,48	89,61	34,96	19,59	0,12	0,10
COECP2	40,58	53,53	23,83	9,92	0,12	0,11
COMCP1	50,36	48,86	59,92	48,45	0,30	0,28
COMCP2	49,75	40,74	58,35	55,37	0,22	0,15
SBELP1	23,90	73,29	10,32	22,89	0,22	0,14
SBELP2	48,44	61,55	16,44	42,46	0,32	0,26
SBMLP1	45,61	62,89	20,91	51,14	0,12	0,29
SBMLP2	50,39	75,25	20,67	32,97	0,13	0,69
SBECP1	61,65	66,13	23,56	36,40	0,10	0,45
SBECP2	33,61	101,75	35,01	33,77	0,18	0,39
SBMCP1	77,26	83,28	33,33	40,88	0,21	0,24
SBMCP2	67,66	82,56	39,34	43,13	0,40	0,52

\*  $\mu\text{g NBM g}^{-1}$  solo seco; \*\*  $\mu\text{g N-mineralizável g}^{-1}$  solo seco; \*\*\*  $\Delta\text{NO}_3 \text{ h}^{-1}$  ( $\mu\text{g h}^{-1} \text{ g}^{-1}$  solo seco).

Quadro 16A – Nitrogênio da biomassa (NBM), N-mineralizável e Nitrificação Potencial em solos sob eucalipto (E) e mata nativa (M) das regiões de Virgíópolis (VG) e Belo Oriente (BO), nas profundidades de 0 a 10 cm e 0 a 20 cm

Tratamento	NBM*		N-Mineralizável**		Nitrificação Potencial***	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
VGELP1 <sub>0-10cm</sub>	94,30	72,53	38,24	36,57	0,38	0,55
VGELP1 <sub>0-20cm</sub>	37,19	60,04	12,56	25,58	0,53	0,72
VGELP2 <sub>0-10cm</sub>	36,90	87,90	26,77	49,78	0,41	0,40
VGELP2 <sub>0-20cm</sub>	38,25	83,54	23,65	26,28	0,33	0,49
VGMLP1 <sub>0-10cm</sub>	59,93	80,99	27,99	41,98	0,63	0,65
VGMLP1 <sub>0-20cm</sub>	31,35	81,70	27,89	39,00	0,58	0,68
VGMLP2 <sub>0-10cm</sub>	58,00	64,58	13,51	40,75	0,49	0,53
VGMLP2 <sub>0-20cm</sub>	36,16	40,54	22,04	49,98	0,72	0,24
VGECP1 <sub>0-10cm</sub>	41,14	65,50	20,10	21,46	0,25	0,50
VGECP1 <sub>0-20cm</sub>	38,09	62,72	11,80	13,31	0,21	0,36
VGECP2 <sub>0-10cm</sub>	51,27	51,75	27,35	18,08	0,47	0,54
VGECP2 <sub>0-20cm</sub>	29,13	48,51	12,70	28,23	0,36	0,45
VGMCP1 <sub>0-10cm</sub>	59,71	108,59	31,04	57,43	0,45	0,60
VGMCP1 <sub>0-20cm</sub>	50,83	99,86	21,41	22,26	0,28	0,32
VGMCP2 <sub>0-10cm</sub>	113,64	19,93	41,30	87,14	1,00	0,22
VGMCP2 <sub>0-20cm</sub>	60,28	75,83	29,63	29,93	0,80	0,37

\*  $\mu\text{g NBM g}^{-1}$  solo seco; \*\*  $\mu\text{g N-mineralizável g}^{-1}$  solo seco; \*\*\*  $\Delta\text{NO}_3 \text{ h}^{-1}$  ( $\mu\text{g h}^{-1} \text{ g}^{-1}$  solo seco).

Quadro 16A, Cont.

Tratamento	NBM*		N-Mineralizável**		Nitrificação Potencial***	
	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa	Estação Seca	Estação Chuvosa
BOELP1 <sub>0-10cm</sub>	9,67	26,82	7,31	14,19	0,13	0,14
BOELP1 <sub>0-20cm</sub>	12,66	40,79	6,47	7,16	0,58	0,08
BOELP2 <sub>0-10cm</sub>	14,74	49,29	7,84	15,61	0,98	0,21
BOELP2 <sub>0-20cm</sub>	27,85	29,56	6,49	21,84	0,61	0,15
BOMLP1 <sub>0-10cm</sub>	40,06	50,30	26,72	27,34	0,46	0,30
BOMLP1 <sub>0-20cm</sub>	48,75	55,95	11,39	14,97	0,39	0,12
BOMLP2 <sub>0-10cm</sub>	60,91	69,77	28,97	44,49	0,28	0,58
BOMLP2 <sub>0-20cm</sub>	38,05	76,61	23,03	21,85	0,57	0,43
BOECP1 <sub>0-10cm</sub>	24,02	36,80	5,77	6,66	0,17	0,18
BOECP1 <sub>0-20cm</sub>	35,25	24,89	31,07	4,37	0,16	0,08
BOECP2 <sub>0-10cm</sub>	37,32	28,54	13,00	5,71	0,79	0,40
BOECP2 <sub>0-20cm</sub>	22,60	32,77	15,98	15,19	0,30	0,09
BOMCP1 <sub>0-10cm</sub>	103,02	98,74	49,02	69,53	0,25	0,33
BOMCP1 <sub>0-20cm</sub>	83,93	107,87	33,93	53,94	0,32	0,34
BOMCP2 <sub>0-10cm</sub>	97,88	84,64	29,59	51,47	0,33	0,31
BOMCP2 <sub>0-20cm</sub>	61,71	81,43	16,44	39,12	0,51	0,27

\*  $\mu\text{g NBM g}^{-1}$  solo seco; \*\*  $\mu\text{g N-mineralizável g}^{-1}$  solo seco; \*\*\*=  $\Delta\text{NO}_3 \text{ h}^{-1}$  ( $\mu\text{g h}^{-1} \text{ g}^{-1}$  solo seco).