



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ**

**EUGÊNIO PACELLI NUNES BRASIL DE MATOS**

**PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS  
DO SOLO SOB DIFERENTES CULTURAS PERENES  
E UMA MATA NATIVA NO SEMI-ARIDO DO CEARÁ**

FORTALEZA - CE

2010

EUGÊNIO PACELLI NUNES BRASIL DE MATOS

**PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS  
DO SOLO SOB DIFERENTES CULTURAS PERENES  
E UMA MATA NATIVA NO SEMI-ARIDO DO CEARÁ**

Dissertação submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, da Universidade Federal do Ceará como pré-requisito para a obtenção do grau de mestre em Ecologia e Recursos Naturais.

Área de concentração:  
Ecologia e Recursos Naturais

Orientador:  
Prof. Dr. Olmar Baller Weber

FORTALEZA - CE

2010

EUGÊNIO PACELLI NUNES BRASIL DE MATOS

**PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS E ENZIMÁTICOS  
DO SOLO SOB DIFERENTES CULTURAS PERENES  
E UMA MATA NATIVA NO SEMI-ARIDO DO CEARÁ**

Dissertação submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre em Ecologia e Recursos Naturais, Área de concentração Ecologia Microbiana.

Aprovada em \_\_\_\_ / \_\_\_\_ / \_\_\_\_\_

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof. Dr. Olmar Baller Weber (Orientador)  
Embrapa Agroindústria Tropical – CNPAT

---

Profa. Dra. Claudia Miranda Martins  
Universidade Federal do Ceará – UFC

---

Profa. Dra. Marcela Cláudia Pagano  
Bolsista de PNPd – CAPES – UFC

---

Prof. Dr. Teógenes Senna de Oliveira  
Universidade Federal do Ceará – UFC

**A minha avó Maria Fernandes e aos meus  
pais Eugênio Pacelli e Arlete Fernandes  
que sempre me apoiaram em todos os  
meus feitos, sempre incentivando meu  
crescimento pessoal e profissional.**

**DEDICO**

**A Liza Araújo Aguiar  
por todo carinho, incentivo e  
companheirismo,**

**OFEREÇO**

## **AGRADECIMENTOS**

Ao meu maravilhoso Deus que sempre peço em orações sua proteção e forças para continuar lutando a cada dia.

Ao Prof. Dr. Olmar Baller Weber, pelos ensinamentos e por sempre demonstrar acreditar no meu potencial, pelas oportunidades oferecidas, pela orientação e paciência. Dessa forma tive a oportunidade de enriquecer meu conhecimento, com suas argumentações científicas e sugestões sempre construtivas.

A Profa. Dra. Cláudia Miranda Martins pelo apoio e incentivo, esclarecimentos e relevantes sugestões feitas neste trabalho.

Ao Prof. Dr. Lindberg Araújo Crisóstomo, pela disponibilidade e realização das análises químicas no Laboratório de Solos e Água da Embrapa Agroindústria Tropical.

Ao Prof. Dr. Thiago Osório Ferreira pelo apoio no desenvolvimento do trabalho e pelo conhecimento repassado.

Ao Dr. Aldeney Andrade Soares Filho e Dra. Aline de Holanda Nunes Maia pelas sugestões na análise de dados.

A todos os colegas de curso, em especial a Alessandra Carvalho, Alipio Filho, Francysregis Nunes, Jamili Fialho e José Moacir por todos os momentos compartilhados, discussões e ensinamentos, apoio e grande carinho.

A Sra. Maria de Fátima Holanda Rebonatto da fazenda Alberto Antônio, por ceder sua propriedade para a realização desta pesquisa.

Aos companheiros de laboratório, Danyele e Jameson, pelo apoio no desenvolvimento das análises ao longo deste trabalho, além da agradável convivência e amizade.

A minha família pela grande ajuda e incentivo constante durante o curso.

Ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais na pessoa da coordenadora Profa. Dra. Francisca Soares de Araújo, pela oportunidade.

Ao CNPq pela concessão de bolsa de estudo.

A Embrapa Agroindústria Tropical por toda a infra-estrutura e logística disponibilizada, essencial para o desenvolvimento desta pesquisa.

A Universidade Federal do Ceará.

“O papel dos infinitamente pequenos é infinitamente grande.”

Louis Pasteur

## ABSTRACT

Microorganisms are key pieces in transformation of organic matter, interacting well with all living organisms, responding quickly to changes in environment, and therefore, being considered in many assessments of environmental conditions, including soil. As hypothesis microbiota is seasonally affected, and the microorganisms are good indicators of seasonable changes as well as for the management adopted in different crop systems. The objective of this study was to evaluate the microbiological and enzymatic parameters of soil under different crops and native vegetation in a semi-arid area of Trairi, state of Ceará (Brazil). The populations of fungi, bacteria and actinomycetes, the content organic carbon, the microbial biomass, the basal respiration, the metabolic quotient, microbial quotient and the activity of enzymes dehydrogenase, acid phosphatase and urease were monitored. Composite soil samples were collected at a depth of 0-10 cm in two periods: rainy season (April 2009) and dry season (October 2009) in different crop systems: young cashew crop (area A) and old cashew crop (area B), soursop trees and an area of native forest. It turned out that the organic carbon content of soil was similar in all areas in both periods, nevertheless the microbial biomass showed significant differences between cultivated areas. The basal soil respiration showed a pattern similar to temporal variation between the areas assessed at the same period, but differed between periods for all areas, confirming the influence of season. The  $qCO_2$  did not show significant variations between crops and between the periods studied. Higher values of  $qMIC$  were found in the forested area in both periods and in the area with old cashew trees in the rainy season, while a smaller  $qMIC$  was observed in areas with other crops in both periods. Population densities of microorganisms were similar in the soil under cultivation of fruit trees and in forest area, and between periods, where areas had higher amounts of microorganisms in relation to the forest. A dehydrogenase enzyme with acid phosphatase and urease differ between the areas and periods, reinforcing the idea that season changes the microbiological and enzymatic conditions of the soil. The activities of the enzymes acid phosphatase and urease were similar, detecting increased activity in cultivated areas and lower activity of enzymes in the native vegetation area. In turn, the dehydrogenase showed an opposite trend, with higher value in the forest. For the similarity analysis of the microflora and enzyme activity was observed that the forest has diverged from other areas, being closest to the area with young cashew trees. The results obtained allowed to conclude: a) the season influenced the enzymatic activity and microbiological parameters assessed; b) the management adopted in the cropped areas affected the activity of soil microbes; c) the microbial and metabolic quotients were important to check that relations what can not be detected on individual evaluations; d) the individual evaluations did not give a good indicator of soil quality; e) populations of soil microorganisms reflected on the microbiological conditions in respect of the diversity and abundance; f) and activities of enzymes were considered good indicators of the metabolic conditions of the soil, being specific.

Keywords: tropical fruit tree, bioindicator, soil microorganisms, soil enzymes.

## RESUMO

Os microrganismos são peças chave nos processos de transformação da matéria e interagem com todos os organismos vivos, respondem rapidamente as mudanças no ambiente e por isso são considerados em avaliações das condições do meio, inclusive do solo. Tem-se por hipótese que a microbiota é afetada pela sazonalidade, e que os microrganismos são bons indicadores das mudanças provocadas não só pela sazonalidade, mas pelo manejo adotado em diferentes culturas. Assim, o objetivo deste estudo foi avaliar os parâmetros microbiológicos e enzimáticos do solo sob diferentes culturas perenes e uma mata nativa no semi-árido de Trairi, estado de Ceará (Brasil). Foram monitoradas as populações de fungos, bactérias e actinomicetos, o teor de carbono orgânico, a biomassa microbiana, a respiração basal, os quocientes metabólico e microbiano e a atividade das enzimas desidrogenase, fosfatase ácida e urease do solo. Amostras compostas do solo foram coletadas na profundidade de 0–10 cm em dois períodos: chuvoso (abril 2009) e seco (outubro 2009) em diferentes cultivos: cajueiros jovens (área A) e velhos (área B), coqueiros e graviroleiras, as quais foram comparadas com uma área de mata nativa. Verificou-se que o teor de carbono orgânico foi similar entre todas as áreas nos dois períodos, enquanto a biomassa microbiana apresentou algumas diferenças entre as áreas cultivadas. A respiração basal teve padrão de variação temporal semelhante entre as áreas avaliadas para um mesmo período, mas diferiu entre períodos para todas as áreas, confirmando a influência da sazonalidade. O  $qCO_2$  não apresentou variações significativas entre as áreas cultivadas e entre os períodos estudados. Maiores valores de  $qMIC$  foram constatados na área de mata, em ambos os períodos, e na área com cajueiros velhos no período chuvoso, enquanto que um menor  $qMIC$  foi verificado para as áreas ocupadas pelas demais culturas em ambos os períodos. As densidades populacionais de microrganismos foram similares nas áreas ocupadas pelas fruteiras e na mata, bem como entre os períodos, onde as áreas apresentaram maiores quantidades de microrganismos com relação à mata. A enzima desidrogenase juntamente com a fosfatase ácida e urease diferiram entre as áreas e os períodos avaliados, reforçando a hipótese de que a sazonalidade altera as condições microbiológicas e enzimáticas do solo. As atividades das enzimas fosfatase ácida e urease foram similares, detectando-se maior valor nas áreas cultivadas e menor atividade na mata. Por sua vez, a desidrogenase indicou comportamento inverso, apresentando maior atividade na mata. Pela análise de similaridade da microbiota e da atividade de enzimas observou-se que a mata divergiu das demais áreas, sendo mais próxima da área com cajueiros jovens. Com base nos resultados deste estudo conclui-se: a) a sazonalidade influenciou os parâmetros microbiológicos e enzimáticos avaliados; b) o manejo adotado nas áreas sob cultivo alterou a atividade da microbiota do solo; c) os quocientes metabólico e microbiano foram importantes para conferir relações que não podiam ser detectadas com análises isoladas; d) as análises isoladas não conferiram bom indicador de qualidade do solo; e) o cultivo de microrganismos do solo refletiu as condições microbiológicas no que diz respeito à diversidade e abundância e f) as atividades das enzimas foram boas indicadoras das condições metabólicas do solo, sendo específicas.

Palavras chave: fruteira tropical, bioindicador, microrganismos do solo, enzimas do solo.



## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Pluviosidade média do município de Trairi-CE no ano de 2009 (Fonte: FUNCEME)..... 41
- Figura 2 – Teores de carbono orgânico (CO), carbono da biomassa microbiana (CBM) e respiração basal do solo (RBS) do solo de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi-CE. Todos os valores estão representados por média  $\pm$  desvio padrão da média. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde  $***p < 0,01$ ,  $** p < 0,05$  e  $* p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença porem com relação ao período seco..... 45
- Figura 3 – Quociente metabólico (A) e quociente microbiano do solo (B) de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B, e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por média  $\pm$  desvio padrão. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde  $***p < 0,01$ ,  $** p < 0,05$  e  $* p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença porem com relação ao período seco..... 48
- Figura 4 – Populações de bactérias (A), fungos filamentosos (B) e actinomicetos do solo (C) de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por médias  $\pm$  desvio padrão. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde  $***p < 0,01$ ,  $** p < 0,05$  e  $* p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença, porém com relação ao período seco..... 52
- Figura 5 – Similaridade das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) estimada com base na distância euclidiana para populações de bactérias, fungos e actinomicetos do solo em períodos chuvoso (A) e seco (B) no município de Trairi, CE..... 53

- Figura 6 – Análises enzimáticas da desidrogenase (A), fosfatase ácida (B) e urease do solo (C) para as áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) nos períodos chuvoso e seco no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por médias  $\pm$  desvio padrão. A presença de asteriscos representa diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde  $***p < 0,01$ ,  $** p < 0,05$  e  $* p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença, porém com relação ao período seco..... 57
- Figura 7 – Similaridade das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) estimada com base na distância euclidiana para a atividade das enzimas desidrogenase, fosfatase e urease do solo nos períodos chuvoso (A) e seco (B) no município de Trairi, CE..... 58

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Exemplos de indicadores utilizados em diferentes níveis de organização ecológica. ....	16
Tabela 2 – Indicadores físicos, químicos e biológicos e sua relação com a qualidade do solo. ....	17
Tabela 3 – Principais enzimas indicadoras da qualidade do solo acompanhadas de suas reações específicas e atividade.....	23
Tabela 4 – Caracterização das áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata). ....	27
Tabela 5 – Organismos, meios de cultura, diluições e tempo de incubação utilizados para se determinar a população de microrganismos do solo. ....	34
Tabela 6 – Atributos químicos do solo das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) de estudo. (Fazenda Antônio Alberto, Trairi - CE) .....	39
Tabela 7 – Teor de umidade do solo na camada de 0 a 10 cm da superfície em diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) no município de Trairi, CE. ....	41
Tabela 8 – Significância nominal para contrastes entre as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os atributos de carbono orgânico, carbono da biomassa e respiração basal do solo.....	44
Tabela 9 – Significância nominal para contrastes entre as áreas dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os parâmetros: quociente metabólico e quociente microbiano.....	47
Tabela 10 – Significância nominal para contrastes para as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os parâmetros: bactérias totais, fungos filamentosos totais e actinomicetos totais.....	51
Tabela 11 – Significância nominal para contrastes entre as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para as enzimas desidrogenase, fosfatase ácida e urease .....	56

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	13
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	16
2.1 Indicadores biológicos .....	16
2.2 Os microrganismos como bioindicadores da qualidade do solo .....	17
2.3 Os microrganismos nos agroecossistemas .....	19
2.4 Biomassa microbiana do solo e Quociente microbiano.....	20
2.5 Respiração basal e Quociente metabólico.....	22
2.6 Os microrganismos e suas enzimas .....	22
2.6.1 Desidrogenase .....	24
2.6.2 Fosfatase .....	24
2.6.3 Urease .....	25
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	26
3.1 Local do estudo e descrição das áreas .....	26
3.2 Coleta das amostras de solo .....	28
3.3 Análises de carbono, microbiológicas e bioquímicas do solo.....	28
3.4 Carbono orgânico do solo .....	28
3.5 Carbono da biomassa microbiana.....	29
3.6 Respiração basal .....	31
3.7 Quociente metabólico .....	32
3.8 Quociente microbiano.....	33
3.9 Populações de microrganismos do solo.....	33
3.10 Atividade da desidrogenase.....	34
3.11 Atividade da fosfatase ácida.....	36
3.12 Atividade da urease.....	37
3.13 Análises químicas das amostras .....	38
3.7 Análises dos dados.....	40
4 RESULTADOS .....	41
4.1 Análises do carbono orgânico do solo .....	41
4.2 Carbono da biomassa microbiana.....	42
4.3 Respiração basal .....	43
4.4 Quociente metabólico .....	46
4.5 Quociente microbiano.....	46

4.6 Bactérias totais .....	49
4.7 Fungos filamentosos .....	49
4.8 Actinomicetos.....	50
4.9 Dendrograma da microbiota.....	50
4.10 Desidrogenase .....	54
4.11 Fosfatase.....	54
4.12 Urease .....	55
4.13 Dendrograma da atividade enzimática.....	55
5 DISCUSSÃO .....	59
5.1 Condições ambientais durante o período de estudo .....	59
5.2 Análises bioquímicas .....	60
5.3 Microrganismos do solo.....	64
5.4 Análises enzimáticas.....	67
5.5 Similaridade entre as áreas.....	71
CONCLUSÕES .....	73
REFERÊNCIAS .....	74

## 1 INTRODUÇÃO

De acordo com a teoria malthusiana as populações humanas sempre crescem mais que os meios de sua subsistência. Este crescimento populacional acompanhado do desenvolvimento da sociedade têm gerado, paralelamente, o aumento das atividades exploradoras de recursos naturais, dentre as quais estão às destinadas a produção de alimentos. A agricultura, portanto têm sido um dos principais fatores responsáveis pela modificação do ambiente.

No contexto da produção agrícola, torna-se importante conhecer quais as alterações e as interações que estão ocorrendo dentro de um determinado ambiente. Para o entendimento dos mesmos recorre-se a ecologia, ciência que de acordo com Ricklefs (2003), estuda o meio ambiente enfocando as inter-relações entre os organismos e o seu meio circundante.

Um dos ramos da ecologia bastante ligado a agricultura é a ecologia do solo que enfatiza as inter-relações entre as plantas, animais e microrganismos, estabelecendo as propriedades químicas e físicas fundamentais do solo e caracterizando funcionalmente os principais componentes da biota e algumas de suas mais importantes interações. Os princípios fundamentais da ecologia do solo são estabelecidos e abordados de forma integrada, nos permitindo explorar e compreender os processos dos nutrientes do solo como carbono, nitrogênio e fósforo dentre outros, a ciclagem da matéria e a ecologia do solo sob condições extremas, tal como estresse hídrico (KILLHAM, 1994).

A atual compreensão da ecologia microbiana dos vários tipos de solo ainda é muito escassa. Em vários estudos têm-se analisado a presença de grupos específicos de microrganismos (CALAWAY; CARROLL; LONG, 1952; PELL; NYBERG; LJUNGGREN, 1990) e da meso e macrofauna do solo (BRINK, 1969). Em termos de função, o foco tem sido colocado em interações ecológicas que possam remover patógenos (BOMO *et al.*, 2004), afetar a dinâmica populacional microbiana (WOOMBS; LAYBOURN-PARRY, 1987), ou a transformação dos nutrientes (KRISTIANSEN, 1981) em benefício do homem.

Para tanto, existe uma grande diversidade biológica no que diz respeito aos microrganismos que participam de processos biológicos, bioquímicos e biogeoquímicos responsáveis pela formação e manutenção da estrutura física e da fertilidade do solo. Esses microrganismos desempenham funções importantes nas interações com plantas,

tais como: fixação de nitrogênio, solubilização de fosfato e micorrização. Conseqüentemente, os processos mais importantes no solo que afetam a biodisponibilidade de nutrientes são regulados pela microbiota (FRIGHETTO; VALARINI, 2000).

Assim, segundo Buol (1995) existem cinco funções principais que os solos exercem dentro de um ecossistema, são elas:

(1) Apoio mecânico: onde é claro o papel do solo em fornecer suporte mecânico para as plantas.

(2) Habitat: da grande maioria dos organismos do solo que possuem tamanhos muito pequenos. Geralmente estes organismos habitam pequenos vazios existentes, formados através de processos físicos ou da atividade de organismos maiores como a moradia de animais capazes de escavar o solo e das raízes das plantas, sendo em particular as raízes em decomposição um importante habitat para muitos organismos.

(3) Armazenamento de matéria orgânica: proveniente de materiais orgânicos mortos advindos de todos os estágios de decomposição, desde materiais recém depositados até os materiais altamente humificados provenientes de longa data e dotados de grande complexidade química. Estes materiais biológicos mortos são importantes fontes de energia para muitos organismos do solo.

(4) Liberação de elementos: como o silício e alumínio, que normalmente dominam a massa de solo, além de outros elementos como fósforo e magnésio que possuem importância biológica e pedológica. A mineralização transforma os elementos para suas formas inorgânicas onde estes são armazenados no solo e em um ambiente controlado ocorre a lenta liberação para absorção pelas raízes das plantas e outros organismos do solo, ou para participação em processos pedológicos.

(5) Armazenamento de água: com estoques que dão suporte ao crescimento das plantas e outros organismos. A magnitude deste armazenamento difere substancialmente entre os solos, dependendo da sua profundidade e da distribuição, do tamanho e da organização das partículas do solo além da sua posição na paisagem.

O objetivo geral deste estudo foi monitorar os parâmetros microbiológicos do solo, em período chuvoso e seco, e relacioná-los a possíveis alterações provocadas pela sazonalidade, ou em decorrência da ação antrópica na produção de frutíferas perenes no semi-árido do Ceará.

Tem-se por hipótese que a microbiota e os parâmetros a ela relacionados se alteram de acordo com a sazonalidade, sendo por este motivo comparado o período chuvoso e seco nas áreas em estudo.

Outra hipótese é que as populações e a atividade microbiana de ambientes alterados pelo homem sejam diferentes do que as de ambientes naturais não perturbados.



## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Indicadores biológicos

Indicadores biológicos são componentes que medem as condições da biota de um determinado ambiente e são utilizados para obter informações gerais sobre a complexidade dos ecossistemas. Usam-se também as espécies indicadoras como um termo geral para se referir a abordagens que utilizam uma ou algumas espécies para "indicar" condição ou uma resposta ao estresse a que pode ser aplicada a outras espécies com exigências ecológicas semelhantes. Na tabela 1 são apresentados alguns dos diferentes níveis de indicadores que podem ser utilizados em ecologia.

As espécies cuja presença ou abundância facilmente reflete alguma medida do caráter do habitat em que são encontradas muitas vezes são identificadas como bioindicadores, com maior frequência usam-se estes organismos para acompanhar as modificações ocorridas dentro de um determinado habitat (MCGEOCH; CHOWN, 1998). A maior parte dos bioindicadores ecológicos e ambientais é identificada através do estabelecimento de uma relação forte e direta com alguma característica de seu ambiente (KITCHING *et al.* 2000; DAVIS, 2001).

Tabela 1 - Exemplos de indicadores utilizados em diferentes níveis de organização ecológica.

<b>Tipo</b>		<b>Exemplo</b>	<b>Referência</b>
Composicional	Genes	Diferenciação de espécies	Rudi <i>et al.</i> , 2000
	Espécies	Borboletas	MacNally e Fleischman, 2002
	Populações	Pássaros	Browder <i>et al.</i> , 2002
	Comunidades	Qualidade florística	Lopez e Fennessy, 2002
	Ecossistemas	Lagos	Whittier <i>et al.</i> , 2002
Funcional	Comportamento	Taxa de resposta	Sierszen e Frost, 1990
	História de vida	Espécies traço	Hausner <i>et al.</i> , 2003
	Processos do ecossistema	Crescimento	Marwood <i>et al.</i> , 2001
Estrutural	Estrutura da População	Grupos de pássaros	Croonquist e Brooks, 1991
	Fisionomia do habitat	Estrutura de florestas	Lindenmayer <i>et al.</i> , 2000
	Padrão de paisagens	Fragmentação	O'Neill <i>et al.</i> , 1988
Integrativo	Multivariada	Biomarcadores	Cormier e Racine, 1992
	Grupos de espécies	Besouros	Dufréne e Legendre, 1997
	Índice de integridade ambiental	Múltiplos índices	Paul, 2003

Fonte: Adaptado de Niemi e McDonald (2004).

De acordo com Araújo e Monteiro (2007) os indicadores biológicos do solo podem ser agrupados em químicos, físicos ou biológicos (Tabela 2). As medições de macro e microrganismos, sua atividade ou seus subprodutos são exemplos de indicadores biológicos do solo. A taxa de respiração pode também ser usada para mensurar a atividade microbiana, ou mais especificamente a taxa de decomposição da matéria orgânica no solo pela comunidade microbiana. Como exemplo o ergosterol, um subproduto fúngico, tem sido utilizado para quantificar a atividade de organismos que desempenham um papel importante na formação e estabilidade dos agregados do solo (USDA, 1996). A contagem de microrganismos do solo, apesar de ser vista com ressalvas também ajuda a entender processos que nele ocorrem e pode servir como indicador do impacto de diferentes tipos de manejos empregados (BROOKES, 1995).

Tabela 2 – Indicadores físicos, químicos e biológicos e sua relação com a qualidade do solo.

<b>INDICADORES</b>	<b>RELAÇÃO COM A QUALIDADE DO SOLO</b>
Matéria Orgânica do solo	Fertilidade, estrutura e estabilidade do solo
<b><i>FÍSICOS</i></b>	
Estrutura do solo	Retenção e transporte de água e nutrientes
Infiltração e densidade do solo	Movimento de água e porosidade do solo
Capacidade de retenção de umidade	Armazenamento e disponibilidade de água.
<b><i>QUÍMICOS</i></b>	
pH	Atividade biológica e disponibilidade de nutrientes
Condutividade elétrica	Crescimento vegetal e atividade microbiana
Conteúdo de N, P e K	Disponibilidade de nutrientes para as plantas.
<b><i>BIOLÓGICOS</i></b>	
Biomassa Microbiana	Atividade microbiana e reposição de nutrientes.
Mineralização de nutrientes (N, P e S)	Produtividade do solo e potencial de suprimento de nutrientes
Respiração do solo	Atividade microbiana
Fixação biológica de N <sub>2</sub>	Potencial de suprimento de N para as plantas.
Atividade enzimática do solo	Atividade microbiana e catalítica do solo

Fonte: Araújo e Monteiro (2007).

## 2.2 Os microrganismos como bioindicadores da qualidade do solo

O solo funciona como um meio de crescimento para as plantas, regulando o fluxo de água no ambiente, e agindo como meio intermediário de armazenamento de alguns elementos no ecossistema. Apresenta-se como um complexo habitat que regula a produtividade da planta e promove a manutenção de parte dos ciclos biogeoquímicos

pela atividade de microrganismos capazes de degradar compostos orgânicos (AVIDANO *et al.*, 2005).

Assim a qualidade do solo foi definida por Doran e Safley (1997) como a capacidade do mesmo em continuar funcionando como um sistema vivo, dentro do ecossistema e de seus próprios limites, sustentando a produtividade biológica, promovendo a qualidade do ar e da água do ambiente, e em geral mantendo vegetais, animais e a saúde humana. Com base nesta definição, pode se inferir que um solo com qualidade fornece condições necessárias para as plantas expressarem seu potencial produtivo.

Em contrapartida, as plantas também podem afetar a biota do solo por influenciar a quantidade e qualidade dos substratos orgânicos que o atingem, pois é sabido que diversas espécies de plantas podem estabelecer associações com microrganismos do solo (VIKETOFT *et al.*, 2005). A coexistência de várias espécies de plantas e seus exudatos radiculares pode aumentar a diversidade dos microrganismos do solo através do aumento da heterogeneidade de substratos orgânicos liberados e pela serrapilheira que é decomposta (BROUGHTON; GROSS, 2000; STEPHAN; MEYER; SCHMID, 2000). Além disso, as plantas podem também desempenhar um papel importante na determinação da atividade enzimática do solo (MARTENS; JOHANSON; FRANKENBENGER, 1992).

As comunidades microbianas podem fornecer medidas integradas de qualidade do solo, pois apresentam uma grande sensibilidade às condições ambientais as quais quando modificadas irão favorecer indivíduos mais adaptados as novas condições impostas após a modificação (WINDING; HUND-RINKE; RUTGERS, 2005). Tais microrganismos podem responder sensivelmente a estresses e a alterações ambientais em relação a organismos maiores porque possuem relações íntimas com o ambiente devido a sua elevada relação de superfície/volume. Em alguns casos, as alterações nas comunidades microbianas podem preceder modificações detectáveis nas propriedades do solo ou em comunidades vegetais e animais, indicando alterações de melhoria ou de degradação. Sendo assim, as mudanças na atividade das populações microbianas podem funcionar como excelente indicador da qualidade do solo (PANKHURST *et al.*, 1995; KENNEDY; PAPENDICK, 1995).

A atividade biológica do solo é concentrada principalmente em sua parte superficial a uma profundidade que varia da própria superfície até a aproximadamente 30 cm. Os componentes biológicos do solo (principalmente microrganismos) ocupam

uma pequena fração (< 0,5%) do seu volume total e compõem menos de 10% do total da matéria orgânica. Apesar desse pequeno volume, os microrganismos são peças-chave nos ciclos de nitrogênio, carbono, enxofre e fósforo, bem como na decomposição dos resíduos orgânicos. Dessa forma eles afetam os nutrientes em uma escala global (PANKHURST; DOUBE; GUPTA, 1997).

A biodisponibilidade de produtos químicos como metais pesados ou pesticidas, é também um quesito importante na qualidade do solo devido à sua ligação com a atividade microbiana. Tais produtos químicos impactam diretamente a atividade microbiana do solo. Por exemplo, a concentração de metais pesados no solo não muda durante pequenos períodos de tempo, mas sua biodisponibilidade pode mudar. Desse modo, Logan (2000) sugere que o teor de substâncias químicas no solo não é confiável na mensuração da qualidade do solo.

Segundo a definição de Christensen, Griffiths e Christensen (1992), indicadores ambientais são parâmetros que representam as propriedades do ambiente ou os impactos ocorridos no mesmo, podendo ser interpretados para além da informação que é medida ou observada por si só. Indicadores de qualidade do solo têm sido definidos ainda como mensuráveis substitutos para processos ambientais que coletivamente explicam o funcionamento do solo (PANKHURST; DOUBE; GUPTA, 1997). Segundo Brookes (1995) a combinação dos dados de diferentes análises, pode fornecer indicadores mais sensíveis de mudanças no solo do que aqueles obtidos pela avaliação de um único parâmetro.

O programa de acompanhamento do solo na Holanda, segundo Schouten *et al.* (2000), têm mostrado que a maioria dos indicadores microbianos tem poder discriminatório em relação aos diferentes tratamentos do solo. Isso também foi demonstrado pela biomassa microbiana e pela respiração basal em escala regional nos Estados Unidos (BREJDA *et al.*, 2000). Neste contexto, os indicadores microbianos abrangem a microbiologia do solo, seus processos e os parâmetros relacionados.

### **2.3 Os microrganismos nos agroecossistemas**

De acordo com a célebre frase de Louis Pasteur “a importância dos infinitamente pequenos é infinitamente grande” existe uma série de processos e serviços ambientais nos quais os microrganismos do solo atuam. Alguns deles são tão importantes, que seria impossível pensar em vida no ‘Planeta Terra’ caso eles não

existissem. A própria formação do solo é um processo no qual os microrganismos estão envolvidos. Da mesma forma, todos os processos de decomposição de resíduos orgânicos, que resultam na ciclagem dos nutrientes e na formação da matéria orgânica com conseqüente seqüestro de carbono também são mediados por microrganismos.

A quantificação desses serviços ambientais é praticamente impossível, porém em alguns casos podem-se fazer algumas inferências e, a partir destas ter uma dimensão mais clara da importância dos processos microbiológicos para a sustentabilidade dos agroecossistemas.

Segundo Mendes (2004) a busca por boas práticas agrícolas que visam a alta produtividades, mas que também levem em consideração os aspectos relativos a qualidade ambiental, é uma equação complexa cuja resolução não pode negligenciar o componente biológico do solo, visto que o mesmo apresenta estreita inter-relação com os componentes físicos e químicos do solo e todos os fatores que afetam negativamente os microrganismos acabam afetando também estas propriedades.

As práticas agrícolas que objetivam a menor degradação do solo e a sustentabilidade na agricultura têm despertado atenção tanto de pesquisadores como de produtores e comunidades. Neste sentido, o uso de atributos microbianos, aliados ao teor de carbono orgânico do solo, tem sido utilizado para avaliar o grau de sustentabilidade de um sistema agrícola (CARTER, 1986; ANGERS *et al.*, 1993; BAUHUS; PARÉ; COTÉ 1998)

## **2.4 Biomassa microbiana do solo e Quociente microbiano**

A biomassa microbiana do solo (BMS) compreende a parte viva da matéria orgânica, excluídas as raízes e organismos maiores do que  $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$ , contendo, em média, 2 a 5% de carbono orgânico e 1 a 5 % do nitrogênio total do solo (CERRI; ANDREUX; EDUARDO, 1992; DE POLLI; GUERRA, 1997). Quanto maior a BMS, maior é a reserva de carbono no solo, o que expressa menor potencial de decomposição da matéria orgânica. A biomassa atua como agente de transformação da matéria orgânica, na ciclagem de nutrientes e no fluxo de energia favorecendo ao maior estabelecimento e desenvolvimento de espécies vegetais que forem implantadas em uma área, visto que a diversidade microbiana vai se alterando junto com o crescimento das mesmas (SMIT *et al.*, 2001; JOHNSON; LEE; SCOW, 2003).

A dupla função da BMS, como fonte e dreno de nutrientes, e catalisadora de processos enzimáticos no solo, é amplamente aceita (DUXBURY *et al.*, 1989; TEMPLER; FINDLAY; LOVETT, 2003). Ela compreende uma fonte potencial de N, P, S e outros nutrientes para as plantas, e os fluxos através do reservatório microbiano podem ser de particular relevância no solo (DE-POLLI; GUERRA, 1999; KOUNO; WU; BROOKS, 2002).

O interesse em estimar a BMS tem sido crescente, principalmente, pelo fato de que através dela podem-se identificar modificações no solo muito antes de ser possível detectar alterações físico-químicas (POWLSON; BROOKES; CHRISTESEN, 1987). Em trabalhos realizados com a BMS por Gama-Rodrigues (1997) observou-se que os valores do potencial de reserva de carbono no solo que participam do processo de humificação, são de grande valia para o desenvolvimento de uma cultura.

Como parâmetro ecológico, a avaliação da BMS permite obter informações rápidas sobre mudanças ocorridas nas propriedades orgânicas do solo, detectar mudanças causadas por cultivos ou por devastação de florestas, mensurar a regeneração dos solos após a remoção da camada superficial (como ocorre na mineração), e avaliar os efeitos dos poluentes como metais pesados, pesticidas, xenobióticos dentre outros (FRIGHETTO; VALARINI, 2000).

As práticas agrícolas afetam as propriedades químicas, físicas e biológicas do solo, as quais dependem das condições do solo, do clima e do tipo de cultura e práticas adotadas. A BMS responde às mudanças do manejo do solo, atuando como uma medida mais sensível das alterações na matéria orgânica do solo (POWLSON; BROOKES; CHRISTESEN, 1987). Mendes *et al.* (2004) destacaram o impacto da atividade agrícola nas propriedades microbiológicas dos solos de Cerrado, na redução acentuada dos teores de BMS em áreas cultivadas, comparativamente ao solo sob vegetação nativa.

A relação entre o carbono da biomassa microbiana (CBM) e o carbono orgânico do solo denominada de “quociente microbiano” ( $qMIC$ ) tem sido considerada como bom indicador das alterações dos processos que ocorrem no solo (ANDERSON; DOMSCH, 1989). O  $qMIC$ , de acordo com Silva *et al.*, (2001), expressa a quantidade de carbono imobilizado na biomassa e segundo Sparling (1992) reflete o aporte de carbono no solo e a conversão de substratos orgânicos em CBM.

Klump *et al.* (2003) recomendam a utilização do  $qMIC$  como indicador de impacto em solos. Segundo estes autores, esse índice mostrou-se mais adequado que a

BMS, apresentando correlação negativa e significativa com o solo de áreas impactadas pela poluição do ar.

## 2.5 Respiração basal e Quociente metabólico

A respiração basal é um método bastante utilizado para quantificar a atividade metabólica do solo, ela é avaliada através da liberação de CO<sub>2</sub>, podendo ser quantificada de duas formas: respiração basal e respiração induzida pelo substrato (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). Sua medição é considerada uma estimativa indireta da velocidade de decomposição da matéria orgânica ou de algum material adicionado ao solo (ALEF, 1995; SEVERINO *et al.*, 2004).

A relação entre respiração basal e biomassa microbiana é conhecida como quociente metabólico ( $q\text{CO}_2$ ), o qual pode caracterizar a microbiota do solo pela eficiência no uso de energia (VIEIRA, 1999). De acordo com Fernandes, Bettiol e Cerri (2005), este quociente também é um indicador da qualidade do solo. O uso de um “quociente metabólico”, como o  $q\text{CO}_2$ , se torna uma ferramenta fundamental na elucidação de fluxos de entrada de elementos ou energia através da BMS, além de ser um indicador sensível de sucessões de um ecossistema (ANDERSON; DOMSCH, 1990).

Este índice infere a utilização da energia pela biomassa microbiana e sua eficiência em utilizar o carbono disponível para biossíntese de constituintes celulares (SAVIOZZI *et al.*, 2002).

Um estudo feito por Wardle e Ghani (1995) mostra que um alto índice do  $q\text{CO}_2$  indica estresse, causado pela compactação do solo, por pesticidas e pela toxidez de metais pesados.

## 2.6 Os microrganismos e suas enzimas

Como já mencionado, a qualidade do solo depende de variáveis físicas, químicas, biológicas e bioquímicas, portanto sua caracterização exige a escolha dos parâmetros mais sensíveis a mudanças introduzidas com as práticas de manejo. Faz-se necessário então desenvolver índices que combinem essas diferentes propriedades e que possam servir como indicadores dos principais processos do solo (ELLIOTT, 1994).

Entre os parâmetros relacionados com o estado bioquímico e microbiológico do solo, são particularmente importantes os indicadores de atividade microbiana no solo, principalmente a atividade de diversas enzimas, as quais estão relacionadas com os ciclos de N, P e C (por exemplo, protease, fosfatase e  $\beta$ -glucosidase, respectivamente) ou podem ser de caráter mais geral, tal como a desidrogenase.

Segundo Singh e Kumar (2008) o solo possui um largo espectro de enzimas como oxido-redutases, transferases, hidrolases, liases dentre outras. A grande maioria são desidrogenases, catalases, fosfatases, amilases, celulases, pectinases, proteases, ureases, arginina deaminases, nitrato redutases, etc. Estas são principalmente de origem bacteriana ou fúngica, sendo apenas uma pequena fração secretada por animais ou plantas. Agem intra ou extracelularmente e são responsáveis pela maioria dos processos bioquímicos do solo (Tabela 3). Também são úteis para descrever e fazer previsões sobre a qualidade e as interações bióticas entre os ecossistemas. A atividade das enzimas do solo permite avaliar efeitos de atividades antropogênicas e produtos químicos para a qualidade do solo.

A determinação da atividade enzimática do solo é uma maneira de se medir a atividade microbiana, indicando mudanças ocorridas na microbiota do solo, sem, entretanto, relacioná-las a algum grupo específico de organismos. Os métodos enzimáticos são bastante representativos com relação à capacidade metabólica do solo e sua sensibilidade, além de permitirem obter-se resultados rápidos e serem de baixo custo (CHAPERON; SAUVÉ, 2008).

Tabela 3 – Principais enzimas indicadoras da qualidade do solo acompanhadas de suas reações específicas e atividade.

<b>Enzima do solo</b>	<b>Reação enzimática</b>	<b>Atividade indicadora</b>
Desidrogenase	Sistema de transporte de elétrons	Atividade microbiana
$\beta$ -glucosidase	Hidrólise de celobiose	Ciclagem de carbono
Celulase	Hidrólise de celulose	Ciclagem de carbono
Urease	Hidrólise da uréia	Ciclagem de nitrogênio
Amidase	Mineralização do N	Ciclagem do N
Fosfatase	Liberação de $\text{PO}_4^-$	Ciclagem do P
Arilsulfatase	Liberação de $\text{SO}_4^-$	Ciclagem do S
FDA	Hidrólise	Atividade enzimática

Fonte: Araújo e Monteiro (2007).



### 2.6.1 Desidrogenase

A desidrogenase é uma enzima intracelular oxi-redutora que catalisa reações de compostos orgânicos. Segundo Pandey e Singh (2006), essa enzima pode representar os processos de oxidação-redução que ocorrem no solo, e exibe alta correlação com a respiração, podendo dessa forma, nos dar idéia de metabolismo. Por isso, pode refletir as mudanças na população microbiana, bem como o potencial redox do solo. *In vitro* quase todos os microrganismos reduzem cloreto de trifeniltetrazólio (TTC) a trifeniltetrazólio formazan (TTF) que são empregados na determinação da enzima. Tal reação indica convenientemente a atividade das desidrogenases envolvidas, o que permite sua aplicação na medida do impacto de moléculas tóxicas sobre a atividade microbiana (FRIGHETTO; VALARINI, 2000).

Essa enzima vem sendo utilizada para analisar a ação dos microrganismos no solo por vários autores (SINCLAIR *et al.*, 1997; BRZEZINSKA; STEPNIEWSKA; STEPNIEWSKI, 1998; STÊPNIEWSKI *et al.*, 2000). Deng *et al.* (2006) utilizaram a desidrogenase para investigar os efeitos das diferentes fontes de nitrogênio tanto inorgânico como orgânico em um agroecossistema do semi-árido. Já, Pandey e Singh (2006) verificaram o efeito que inseticidas tem sobre essas enzimas. Anderson e Domsch (1978) relataram que herbicidas podiam aumentar a atividade das desidrogenases no solo e, em contrapartida, fungicidas e inseticidas podiam inibir as mesmas. Ainda, Chaperon e Sauvé (2008) analisaram a toxicidade de vestígios de metais como Cd, Cu, Pb aplicados sozinhos ou em combinação com desidrogenases e comprovaram que estas enzimas indicaram o aumento ou o decréscimo da toxicidade no solo.

### 2.6.2 Fosfatase

O fósforo é um dos principais nutrientes para a planta. Nos solos existem várias formas de fósforo orgânico. As fosfatases desempenham uma função importante na transformação do fósforo orgânico em inorgânico o qual é a forma mais apropriada para as plantas (TRIPATHI *et al.*, 2007).

As fosfatases são hidrolases que utilizam como substratos fosfomonoésteres, os quais são amplamente distribuídos na natureza. Existem três grupos de enzimas que

predominam nos solos: fosfatases alcalinas, fosfatases ácidas e proteínas fosfatases, sendo que estas atuam nas ligações ésteres (AOYAMA *et al.*, 2003).

Assim como as desidrogenases, as fosfatases desempenham papel importante na degradação de substâncias orgânicas do solo. Como exemplo mais específico tem-se a mineralização do fosfato orgânico. A atividade das fosfatases é influenciada pelas propriedades do solo, pela cobertura vegetal e pela presença de inibidores ou indutores de enzimas. Mostram-se fatores importantes para fortalecer a ciclagem de fósforo promovendo a conseqüente melhora na fertilidade e na produtividade do solo (FRIGHETTO; VALARINI, 2000). Estas enzimas podem contribuir na nutrição de plantas em relação ao fósforo, desde que o substrato orgânico esteja presente. Assim, a atividade da fosfatase no solo e a disponibilidade de fósforo são fatores intrinsecamente relacionados (GARG; BAHL, 2008).

Na literatura têm-se vários trabalhos envolvendo a atividade da fosfatase onde, por exemplo, foi utilizada para avaliar o efeito da aração e do manejo de resíduos vegetais sobre as propriedades do solo (DENG; TABATABAI, 1997), o efeito de bactérias solubilizadoras de fosfato e as associações de fungos micorrízicos arbusculares em tomateiro e a atividade microbiana (KIM; JORDAN; MCDONALD, 1998) bem como no desenvolvimento de índice de qualidade do solo correlacionando às propriedades biológicas e as bioquímicas (TRASAR-CEPEDA *et al.*, 1998).

### 2.6.3 Urease

A urease (amidohidrolase) é uma enzima representativa da capacidade metabólica, sendo bastante sensível às transformações do ambiente além de ser extracelular e implícita no ciclo do nitrogênio (CHAPERON; SAUVÉ, 2008). A análise dessa enzima é comum no solo (SINSABAUGH; REYNOLDS; LONG, 2000) onde a mesma catalisa a hidrólise da uréia formando como produto  $\text{CO}_2$  e  $\text{NH}_3$ . O principal interesse dessa enzima está na transformação dos fertilizantes nitrogenados em sistemas agrícolas, principalmente a uréia (LONGO; MELO, 2005). De modo geral, considera-se a urease importante na mineralização do nitrogênio tanto em sistemas aquáticos (COLLIER; BRAHAMSHA; PALENIK, 1999) como em sistemas terrestres (KANDELER; STEMMER; KLIMANEK, 1999) tendo uma grande ocorrência em plantas e microrganismos, particularmente nas bactérias (LONGO; MELO, 2005).

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Local do estudo e descrição das áreas

O estudo foi realizado na Fazenda Alberto Antônio, localizada no município de Trairi-CE (entre os meridianos de 39°31'37'' e 39°09'02'' de longitude a oeste de Greenwich e os paralelos de 03°10'10'' e 03°35'57'' de latitude sul), aproximadamente 150 km a oeste de Fortaleza. Na região predominam os Argissolos, o que foi confirmado em trabalhos de caracterização do solo da fazenda. Para este estudo foram consideradas cinco áreas: uma faixa de mata nativa, utilizada como referência, e quatro áreas cultivadas sendo duas com cajueiro (*Anacardium occidentale* L.), designados por A e B, uma com coqueiro (*Cocos nucifera* L.) e outra com gravioleira (*Annona muricata* L.). A idade e a caracterização detalhada das áreas encontram-se na tabela 4. De acordo com a classificação climática de Köppen o clima da região é do tipo Aw', apresentando temperaturas elevadas, sempre maiores que 20°C, com chuvas no verão e outono, sendo assim tropical quente semi-árido brando com chuvas concentradas de janeiro a abril.

Soares (2007) relatou que o regime das chuvas no município de Trairi obedece ao mesmo período e está sujeito a sazonalidade própria do clima tipo Aw', e embora registrando índice pluviométrico acima de 1000 mm/anuais, encontra-se inscrito no domínio climático do semi-árido. As elevadas temperaturas giram em torno dos 28°C, com radiação intensa e várias horas/dias de insolação, provocando um elevado índice de evapotranspiração nas plantas das áreas. A autora enfatiza ainda o déficit hídrico que ocorre durante 8 a 9 meses por ano, e o volume de chuvas correspondendo em média a 1.321 mm por ano, sendo distribuídas nos meses de janeiro a abril. Para reforçar o argumento de incluir esta área no semi-árido, a vegetação, um bom indicador de mudança climática, permanece a mesma que a da caatinga, que nas proximidades do litoral liga-se a algumas espécies de vegetação típicas de dunas, basicamente o murici (*Byrsonima* sp.). Ademais, o município de Trairi é uma planície fluvial, também classificada como tabuleiro litorâneo, formada pelo acúmulo de sedimentos aluvionais e coluvionais transportados no Quaternário no período Holoceno. Possui uma bacia hidrográfica independente (556 km<sup>2</sup>) que é drenada por córregos, riachos, lagoas e lagamares, alimentados por águas pluviais e pelos aquíferos que se formam nos campos dunares.

Tabela 4 - Caracterização das áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata).

ÁREA	IDADE	CARACTERÍSTICAS DAS ÁREAS	ADUBAÇÃO DAS PLANTAS	IRRIGAÇÃO	LOCAL
<b>Cajueiro A</b>	5-6 anos	Com cerca de 400 plantas, espaçamento 8 x 6 m (aprox. 1 ha). Plantio de mudas de sementes de clone BR 76, feito em 2003-2004, numa área já cultivada anteriormente com mandioca, milho e feijão, porém não destocada totalmente. Após o plantio do cajueiro foi completada a destoca.	Aplicação única anual (abril) de 400 g de uma mistura de: 133g de superfosfato simples, 133g de pó de rocha, 50g de uréia, 50g de cloreto de potássio e 33g de FTE (BR12), após limpeza do pomar e coroamento das plantas.	Não irrigado	SUL 3°20'21.04" OESTE 39°19'38.25"
<b>Coqueiro</b>	11-12 anos	Com cerca de 4800 plantas, espaçamento 8 x 7m (aprox. 5 ha). Plantio de mudas de sementes em 1997 e 1998, após a destoca e retirada da vegetação nativa. Após o plantio dos coqueiros foram implantadas nos anos seguintes culturas de mandioca e feijão.	Aplicação em período chuvoso (abril) de 500 g de uma mistura de: 77g de uréia, 77g de cloreto de potássio, 308g de superfosfato simples e 38g de FTE (BR12), após limpeza do pomar e coroamento das plantas. No período seco (a partir de julho) faz-se fertirrigação, aplicando-se por dia até 150 g de uréia e 120 g de cloreto de potássio.	Plantio irrigado, aplicando-se até 450 L de água por dia ensolarado durante o período seco na região (julho a janeiro)	SUL 3°19'52.60" OESTE 39°19'00.37"
<b>Gravioleira</b>	15-16 anos	Com cerca de 180 plantas, espaçamento 6 x 6m (0,5 ha). Plantio de mudas de sementes (não enxertadas) em 1994-1995, após a destoca e retirada da vegetação nativa. Após o plantio das gravioleiras foram implantadas nos anos seguintes culturas de mandioca e feijão nas entrelinhas.	A adubação das gravioleiras é igual a dos coqueiros.		SUL 3°19'51.21" OESTE 39°18'57.10"
<b>Cajueiro B</b>	15-17 anos	Com cerca de 45 plantas, espaçamento 8 x 6 m (0,24 ha). Plantio de mudas de sementes clone BR 76 (não enxertadas) feito em 1994-1995, numa área já cultivada anteriormente com mandioca, milho e feijão, porém não destocada totalmente. Após o plantio do cajueiro foi completada a destoca.	A adubação dos cajueiros consiste na aplicação única anual (abril) de 600 g de uma mistura de: 200g de superfosfato simples, 200g de pó de rocha (MB4), 75g de uréia, 75g de cloreto de potássio, 50g de FTE (BR12), após limpeza do pomar e coroamento das plantas.	Não irrigado	SUL 3°19'52.54" OESTE 39°18'49.63"
<b>Mata</b>	-----	Faixa de aproximadamente 20 m de largura por 300m de comprimento (0,6 ha), que fica ao lado do pomar com coqueiros, onde se tem árvores lenhosas, vegetação arbustiva e vegetação rasteira nativa da região e comum na faixa litorânea. Área não foi perturbada nos últimos 50 anos. Apresentava uma camada de aproximadamente 10 cm de serrapilheira em ambos os períodos avaliados.	-----	-----	SUL 3°19'52.70" OESTE 39°19'04.11"

### **3.2 Coleta das amostras de solo**

As amostras de solo foram coletadas na camada superficial em períodos chuvoso (abril de 2009) e seco (outubro de 2009) em cinco áreas distintas (Tabela 4). Antes da primeira amostragem, cada área foi separada aleatoriamente em três subáreas. Em cada subdivisão foram tiradas, com auxílio de trado, cerca de 50 amostras, com as quais se formaram amostras compostas. Foi realizado um percurso em forma de ziguezague e as amostras foram coletadas na profundidade de 0-10 cm sempre próximo às frutíferas, sendo na borda da projeção das copas das árvores, a exceção da mata, onde foram coletadas amostras após remoção da camada de serrapilheira e em locais não próximas à margem.

As amostras foram peneiradas logo após a coleta no campo, colocadas em sacos plásticos identificados e estes acondicionadas em caixas térmicas, com gelo no piso, para serem conduzidas ao laboratório de Microbiologia do Solo da Embrapa Agroindústria Tropical, onde foram conservadas sob refrigeração, para posterior processamento e análises.

### **3.3 Análises de carbono, microbiológicas e bioquímicas do solo.**

Avaliaram-se os seguintes parâmetros nas amostras do solo coletado nas áreas sob cultivo e na mata: carbono orgânico (CO), carbono da biomassa microbiana (CBM), quociente microbiano ( $q_{MIC}$ ), respiração basal, quociente metabólico ( $q_{CO_2}$ ), populações de bactérias, fungos filamentosos, actinomicetos e atividade das enzimas desidrogenase, fosfatase ácida e urease.

### **3.4 Carbono orgânico do solo**

Foi realizado segundo Silva (1999) pelo processo de oxidação da matéria orgânica por via úmida, colocando uma amostra de solo juntamente com uma mistura sulfocrômica (dicromato de potássio) e, aquecendo a mistura até fervura branda. O dicromato oxidará a matéria orgânica e, após essa oxidação o excesso de dicromato de potássio é determinado por titulação com sulfato ferroso amoniacal. O método por via úmida somente determina o carbono orgânico, não oxidando o carbono inorgânico, nem a matéria orgânica que não é prontamente fermentável.

Inicialmente pesou-se 0,5g de solo triturado em gral de porcelana e adicionou-se a Erlenmeyer de 250 mL. Em seguida adicionou-se 10 mL de dicromato de potássio (0,167 M) e 5 mL de ácido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> P.A.). Colocou-se então um condensador na boca do Erlenmeyer o qual foi levado a chapa aquecedora e deixado em fervura branda por 5 min. Esperou-se resfriar e adicionou-se 80 mL de água destilada, 1 mL de ácido ortofosfórico concentrado e 3 gotas do indicador difenilamina 1% (m/v). Em agitação magnética a solução foi titulada com sulfato ferroso amoniacal 0,4 M onde a solução passava de azul escuro para verde. O branco foi feito da mesma forma que as amostras, porém sem o solo.

O carbono orgânico do solo foi calculado pela seguinte fórmula:

$$CO = \frac{((V_b - V_a) \cdot C_{Fe^{2+}} \cdot 0,003 \cdot 1,724 \cdot 1000)}{0,5}$$

Onde:  $V_b$  = volume gasto para a titulação do branco;  $V_a$  = volume gasto para a titulação da amostra;  $C_{Fe^{2+}} = 10 \cdot 0,167 \cdot 6 / V_b$ ; 0,003 = massa equivalente do carbono (massa atômica/valência) é o resultado da relação entre o n° de mols de Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub><sup>-</sup> que reage com Fe<sub>2</sub><sup>+</sup> (1/6), multiplicado pelo n° de mols de Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub><sup>-</sup> que reagem com o C<sup>0</sup> (3/2), multiplicado pela massa atômica do C (12); 1,724 = este fator é utilizado em virtude de se admitir que, na composição média da matéria orgânica do solo, o carbono participa com 58%; 1000 = fator de conversão.

### 3.5 Carbono da biomassa microbiana

Foi utilizada a metodologia descrita por Mendonça e Matos (2005), inicialmente proposta por Islam e Weil (1998) e Ferreira (1999) que consiste na irradiação do solo utilizando microondas para matar e romper as células microbianas liberando o constituinte microbiano, principalmente citoplasmático, o qual é extraído com solução aquosa de sulfato de potássio a 0,5M.

Para cada amostra pesaram-se duas porções de 10 g de solo passado em peneira de 2 mm de abertura das malhas, onde uma delas foi irradiada em microondas e a outra não foi irradiada. O tempo de exposição às microondas foi calculado em função da potência real do aparelho, ou seja, da energia que é transformada em microondas e não da energia que entra no aparelho.

A potência real é calculada por:

$$P = \frac{C_p \cdot K \cdot \Delta T \cdot m}{t}$$

Onde:  $P$  = potência real do aparelho em Watt;  $C_p = 1 \text{ J mL}^{-1} \cdot \text{K}^{-1}$ , capacidade da água de receber calor;  $K = 4,184$ , fator de correção de cal  $\text{mL}^{-1} \cdot \text{K}^{-1}$  para watts;  $\Delta T$  = variação de 1 L de água em 2 min de exposição ( $^{\circ}\text{C}$ );  $m = 1000 \text{ g}$ , massa da água em gramas;  $t = 120 \text{ s}$ , tempo de exposição da água ao microondas.

O tempo de exposição das amostras as microondas se dá pela fórmula:

$$t = \frac{r \cdot m_t}{P}$$

Onde:  $t$  = tempo de exposição das amostras ao microondas;  $r = 800 \text{ J g}^{-1}$  de solo, quantidade de energia necessária para a exposição (segundo Islam e Weil, 1998);  $m_t$  = peso total das amostras a serem irradiadas em gramas;  $P$  = potência real do aparelho em watts.

Em seguida as duas amostras, irradiadas e não irradiadas, foram colocadas em Erlenmeyer e acrescidas de 40 mL de sulfato de potássio ( $\text{K}_2\text{SO}_4$ ) 0,5 M. Após isso, os frascos de Erlenmeyer foram levados a mesa agitadora orbital a 220 rpm por 30 min, após este período os frascos foram deixados em repouso por mais 30 minutos para que houvesse a decantação da massa mais grosseira do solo. O sobrenadante foi então retirado e passado por filtro lento – faixa azul, para se obter o extrato livre do solo e de partículas grosseiras da matéria orgânica. Do extrato filtrado foi retirada uma alíquota de 10 mL e colocada em tubos de ensaio, aos quais se adicionou 2 mL de dicromato de potássio ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ ) 0,066 M para reagir com o CBM e 10 mL de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ , P.A.), pois o dicromato só reage com a matéria orgânica em meio ácido. Os tubos de ensaio foram levados ao bloco digestor pré-aquecido a  $150^{\circ}\text{C}$  e deixados por 1 min e em seguida retirados. Após os tubos esfriarem o conteúdo foi transferido para novos Erlenmeyers onde foi adicionado 80 mL de água, 5 mL de ácido fosfórico P.A. ( $\text{H}_3\text{PO}_4$ ) e 3 gotas do indicador de difenilamina 1% (m/v), para titulação com sulfato ferroso amoniacal ( $(\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O})$ ) 0,03 M, preparado no mesmo dia.

O carbono nos extratos foi calculado pela seguinte formula:

$$C \text{ (mg C kg}^{-1} \text{ solo)} = \frac{(V_a - V_b) \cdot (M_{\text{Sulfato Ferroso Amoniacal}}) \cdot (3) \cdot (1000) \cdot (V_{\text{extrator}})}{(V_{\text{extrato}}) \cdot (Ps)}$$

Onde:  $C$  = carbono extraído do solo;  $V_b$  (mL) = volume do sulfato ferroso amoniacal gasto na titulação da solução controle (branco);  $V_a$  (mL) = volume de sulfato ferroso amoniacal gasto na titulação da amostra;  $M$  = molaridade exata do sulfato ferroso amoniacal; 3 = massa equivalente do carbono (massa atômica/valência) é o resultado da relação entre o nº de mols de  $Cr_2O_7^-$  que reage com  $Fe^{2+}$  (1/6), multiplicado pelo nº de mols de  $Cr_2O_7^-$  que reagem com o  $C^0$  (3/2), multiplicado pela massa atômica do C (12); 1000 = fator de conversão;  $V_{\text{extrator}}$  = volume do extrator ( $K_2SO_4$ ) utilizado;  $V_{\text{extrato}}$  alíquota pipetada do extrato para a titulação;  $Ps$  (g) = massa de solo seco.

O carbono microbiano foi calculado pela diferença entre o carbono extraído do filtrado das amostras irradiadas e não irradiadas pela seguinte fórmula:

$$C_{\text{mic}} = \frac{C_{\text{irradiado}} - C_{\text{não irradiado}}}{Kc}$$

Onde:  $C_{\text{irradiado}}$  = carbono da amostra irradiada;  $C_{\text{não irradiado}}$  = carbono da amostra não irradiada;  $Kc$  = fator de conversão do carbono extraído em biomassa microbiana de acordo com Vance et al. (1987) para o método de irradiação-extração = 0,33

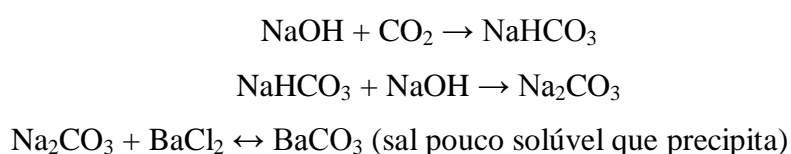
### 3.6 Respiração basal

A respiração basal do solo (RBS) foi determinada pelo método descrito por Jenkinson e Powlson (1976), através da quantificação do dióxido de carbono ( $CO_2$ ) liberado no processo de respiração microbiana durante dez dias de incubação sob condições de luminosidade e temperatura controladas.

Inicialmente o teor de umidade das amostras foi ajustado para 60% da capacidade de campo, permitindo-se obter as mesmas condições para diferentes amostras e mensurar a respiração dos microrganismos presentes no solo. Em seguida foram pesados 50g da amostra peneirada (2 mm) em um becker que foi acondicionado dentro de frascos de 1,7 L os quais foram fechados hermeticamente com filme para evitar a entrada de  $CO_2$  do ar externo ou fuga do  $CO_2$  interno. Outro Becker contendo 10 mL de hidróxido de sódio (NaOH) 1 M foi acondicionado no mesmo frasco de 1,7 L



para capturar o CO<sub>2</sub> produzido. Os frascos com as amostras foram então colocadas em câmara BOD, com temperatura ajustada para 28 ± 2°C, incubadas por 5 dias, no escuro para que os microrganismos fotossintetizantes não capturassem o CO<sub>2</sub> produzido. Após este período os potes contendo NaOH foram retirados e rapidamente acrescidos de 2 mL de cloreto de bário (BaCl<sub>2</sub>) para que o mesmo precipitasse na forma de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>, a partir do CO<sub>2</sub> capturado pelo NaOH. Em seguida, cada frasco recebeu 3 gotas do indicador fenolftaleína 1% (m/v) sendo esta solução titulada com HCl 0,5M padronizado com tris-hidroxi-metil-aminometado (THAM).



Considerou-se o ponto de viragem da solução de rosa a incolor passando antes pelo branco. Os valores da titulação foram lançados na fórmula para se calcular a respiração basal do solo expressa em mg CO<sub>2</sub> g<sup>-1</sup> de solo por hora.

$$\text{RBS (mg de C-CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo hora}^{-1}) = \frac{\left( \frac{(\text{Vb}-\text{Va}) \cdot \text{M} \cdot 6 \cdot 1000}{\text{Ps}} \right)}{\text{T}}$$

Onde: RBS = respiração basal do solo; Vb (mL) = volume gasto na titulação da solução controle (branco); Va (mL) = volume gasto na titulação da amostra; M = molaridade exata do HCl; Ps (g) = massa de solo seco; T = tempo de incubação da amostra em horas.

O grupo controle foi realizado com os mesmos frascos de 1,7 litros contendo apenas o béquer com 10 mL de NaOH e incubado e titulado sobre as mesmas condições que as amostras.

### 3.7 Quociente metabólico

Foi avaliado segundo o procedimento descrito por Anderson e Domsch (1986) que relaciona o CO<sub>2</sub> liberado pela respiração e o CBM sendo esta análise usada

como indicador da eficiência da comunidade microbiana em incorporar carbono à própria biomassa. Os resultados foram expressos em  $\mu\text{g CO}_2 \cdot \mu\text{g CBM}^{-1} \cdot \text{hora}^{-1}$ .

$$q\text{CO}_2 \text{ (mgC-CO}_2\text{.g}^{-1} \text{ CBM C.h}^{-1}) = \frac{\text{RBS (mgC-CO}_2\text{.kg}^{-1} \text{ solo.h}^{-1})}{\text{CBM (mgC.kg}^{-1} \text{ solo) } \cdot 10^{-3}}$$

Onde: RBS = carbono proveniente da respiração basal do solo; CBM – C = Carbono da Biomassa Microbiana

### 3.8 Quociente microbiano

O quociente microbiano foi calculado a partir da relação entre o CBM e o CO do solo e representou a quantidade de carbono imobilizado na biomassa microbiana (LEONARDO, 2003). Os resultados foram expressos em % de carbono microbiano.

$$q\text{MIC} = \frac{\text{CBM (mgC.kg}^{-1} \text{ solo)}}{\text{CO (g/Kg)}}$$

Onde: CBM = carbono da biomassa microbiana; CO = carbono orgânico

### 3.9 Populações de microrganismos do solo.

As densidades populacionais de bactérias, fungos e actinomicetos dos solos foram avaliadas pela contagem de colônias, utilizando-se a técnica de espalhamento superficial ou semeadura em placas de Petri. A partir das diluições seriadas das amostras do solo em solução salina foram transferidas e espalhadas alíquotas em meios próprios para cada grupo de microrganismo, e após seu crescimento estimadas as unidades formadoras de colônias (UFC), conforme (A.P.H.A., 1992).

Tabela 5 - Organismos, meios de cultura, diluições e tempo de incubação utilizados para se determinar a população de microrganismos do solo.

<b>Organismo</b>	<b>Meio de cultura</b>	<b>Diluição</b>	<b>Tempo de incubação</b>
Bactérias	Ágar Nutriente	$10^{-3}$ , $10^{-4}$ , $10^{-5}$	7 dias
Fungos	Martin	$10^{-2}$ , $10^{-3}$ , $10^{-4}$	8 dias
Actinomicetos	Ágar amido caseína	$10^{-3}$ , $10^{-4}$ , $10^{-5}$	8 dias

Para quantificação das populações de microrganismos foram utilizadas três diluições para todas as amostras e três placas para cada diluição, a fim de se obter dados consistentes na contagem de 30 e 300 UFC por placa, sendo escolhida apenas uma diluição para a contagem. Os meios utilizados foram: Ágar nutriente + nistatina para bactérias, Martin rosa bengala para fungos filamentosos e Ágar-amido-caseína + nistatina para actinomicetos totais (Tabelas 5 e 6).

A primeira diluição correspondeu a 15 g de solo da amostra adicionados a 135 mL de solução salina estéril (NaCl 0,015 M) em Erlenmeyers onde se procedeu com a agitação dos frascos em mesa agitadora orbital por 30 min. Em seguida foram realizadas as diluições e de cada diluição utilizada retirou-se uma alíquota de 0,1 mL para a inoculação e espalhamento em superfície com alça de Drigalski. Por fim as amostras foram incubadas por um período de 7 a 8 dias quando o número de colônias presentes nas placas foram quantificadas com o auxílio de um contador de colônias.

### **3.10 Atividade da desidrogenase**

A desidrogenase foi avaliada segundo o método descrito por Casida, Klein e Santoro (1964) empregando o cloreto de trifeniltetrazólio (TTC) como receptor artificial de elétrons. Este produto é reduzido pela ação de enzimas desidrogenases formando trifeniltetrazólio formazan (TTF), um precipitado insolúvel em água, vermelho, mas solúvel em solventes orgânicos (etanol ou metanol) e que pode ser medido colorimetricamente.

Para tal análise pesaram-se 5 g de solo peneirado (abertura de malhas de 2 mm), sendo estes colocados em tubos de ensaio com tampa rosqueável, onde se adicionou 5 mL de solução TTC (Fluka/Sigma-Aldrich, TTC Solution, [2,3,5-Triphenyltetrazolium chloride],  $C_{19}H_{15}ClN_4$ ) a 1% diluído em água. Em seguida as

amostras foram colocadas em banho-maria numa mesa agitadora orbital regulada para 150 rpm e incubadas por 24h a temperatura de 37°C. Após isto, adicionou-se aos frascos uma alíquota de 10 mL de metanol para a extração do TTF produzido a partir do TTC pela enzima presente no solo. Os tubos foram então agitados vigorosamente e as amostras centrifugadas a 2.400 rpm por 10 min, para em seguida se recolher o sobrenadante e proceder-se a leitura em espectrofotômetro, de marca FENTO *plus* ver. 2.3, regulado no comprimento de ondas de 485 nm.

Com auxílio do espectrofotômetro foi realizada uma curva padrão utilizando TTF (Fluka/Sigma-Aldrich, [1,3,5-Triphenyltetrazolium formazan], C<sub>19</sub>H<sub>16</sub>N<sub>4</sub>) nas concentrações de 3 a 27 ppm diluídas com metanol. Em seguida foi construído um gráfico de absorvância *versus* concentração para comparação com os dados das amostras.

Através da curva padrão foram encontrados os valores das concentrações nas amostras pela equação da reta:

$$y = ax + b$$

Onde:  $x$  = concentração da amostra;  $y$  = absorvância;  $a$  = inclinação;  $b$  = interseção.

O valor da concentração encontrado foi expresso em mg/mL<sup>-1</sup>. Como na amostra se utilizaram 15 mL e sabendo-se que 1 mg de TTF equivale a 150,35 µL de H. Fez-se então a relação:

$$\begin{array}{l} 1 \text{ mg} \text{ ————— } 150,35 \text{ } \mu\text{L de H} \\ x \text{ mg} \text{ ————— } y \text{ } \mu\text{L de H} \end{array}$$

Dividiu-se o valor encontrado pela massa de solo seco e fez-se a correção da umidade das amostras.

A atividade específica da desidrogenase foi dada em µg de TTF liberado em 24 h por 1 g do solo seco.

### 3.11 Atividade da fosfatase ácida

A fosfatase como componente do índice de qualidade bioquímica do solo foi medida de acordo com Tabatabai (1994). Inicialmente foram pesadas amostras de 1 g de solo peneirado (abertura de malhas de 2 mm) sendo colocadas em tubos de ensaio com tampa rosqueável, e adicionadas de 0,2 mL de tolueno para inibir o crescimento e a atividade microbiana e conseqüentemente a síntese de enzimas durante a incubação, 4 mL de tampão universal modificado (MUB) com pH 6,5 e 1 mL de fosfato *p*-nitrofenil hexahidratado dissódico (AMRESCO, código: 0364-25G, *p*-NPP Disodium Hexahydrate,  $C_6H_4NO_6PNa_2 \cdot 6H_2O$ ) (0,025 M) (0,46g em 50 mL). Os frascos foram tampados e incubados em banho-maria por 1 h a 37°C. Após este período as tampas foram removidas e adicionou-se 1 mL de  $CaCl_2$  0,5 M e 4 mL de NaOH 0,5 M, seguindo-se pela agitação e filtragem da solução em filtro lento – faixa azul. A partir do filtrado foi mensurada a absorvância no espectrofotômetro de marca FENTO *plus* ver. 2.3, com comprimento de ondas regulado em 400 nm.

Juntamente com as amostras foram incubados os frascos contendo as soluções de *p*-nitrofenol para a construção da curva padrão onde se prepararam 6 diluições em concentrações crescentes de *p*-nitrofenol em água (6 mL de solução *p*-nitrofenol para 0 mL de água, 5 mL de *p*-nitrofenol para 1 mL de água, 4 mL de *p*-nitrofenol para 2 mL e assim sucessivamente).

Após o período de incubação dos frascos com as amostras e da curva padrão que receberam o mesmo tratamento, adicionou-se 1 mL de  $CaCl_2$  0,5 M e 4 mL de NaOH 0,5 M seguindo-se da agitação e filtragem da solução em filtro lento – faixa azul. O filtrado foi lido no espectrofotômetro de marca FENTO *plus* ver. 2.3, com comprimento de ondas regulado em 400 nm.

A curva padrão foi construída com base no gráfico de absorvância vs concentração a partir das amostras de *p*-nitrofenol. Os valores das concentrações foram encontrados pela equação da reta:

$$y = ax + b$$

Onde:  $x$  = concentração da amostra;  $y$  = absorvância;  $a$  = inclinação;  $b$  = interseção.

Os resultados para o controle foram corrigidos e, em seguida, calculadas as quantidades de p-nitrofenol por mililitro de filtrado, referindo-se à curva de calibração.

$$\text{p-Nitrofenol (mg} \cdot \text{g}^{-1} \text{ de solo} \cdot \text{h}^{-1}) = \frac{C \cdot V}{Ps \cdot Sa \cdot t}$$

Onde: *C* = concentração de p-nitrofenol medido (mg · mL<sup>-1</sup> de filtrado); *V* = volume da suspensão de solo em mililitros; *Ps* = massa seca de 1 g de solo; *Sa* = massa de solo usado na amostra (1g); *t* = tempo de incubação em horas.

### 3.12 Atividade da urease

A atividade da urease foi determinada pelo método descrito por Tabatabai e Bremner (1972), que se baseia na formação de amônia após a incubação das amostras de solo com uma solução de uréia (substrato da urease) durante 2 h.

Para cada amostra foram utilizados dois tubos de ensaio, sendo um para o controle e o outro da própria amostra onde, para ambos, foram adicionados de 5 g de solo. Em seguida adicionou-se 0,2 mL de tolueno para inibir o crescimento e a atividade microbiana e conseqüentemente a síntese de enzimas durante a incubação, e 9 mL de tampão THAM (0,05 M), sendo em apenas um dos tubos adicionado 1 mL de solução de uréia (0,2 M); no outro tubo (controle) a uréia só foi adicionada após a incubação e adição do neutralizante da reação. Os volumes foram misturados no agitador de tubos e incubados em banho-maria por 2 horas a 37 °C. Logo em seguida, adicionou-se 25 mL de solução de cloreto de potássio/sulfato de prata (KCl-Ag<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) (2,5 M) para interromper a reação (neutralizante). As amostras foram agitadas e adicionaram-se mais 15 mL de cloreto de potássio/sulfato de prata (KCl-Ag<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) para que o volume total fosse completado para 50 mL e somente no controle foi adicionado 1 mL de solução de uréia (0,2 M). As suspensões foram filtradas em filtro lento - faixa azul, e a partir desse extrato procedeu-se à determinação da amônia liberada em destilador de Kjeldahl, transferindo-se 20 mL desse extrato para um tudo de ensaio juntamente com 0,2 g de óxido de magnésio. Colocou-se previamente 5 mL da solução de ácido bórico com indicadores vermelho de metila e verde de bromocresol (0,32 M) em Erlenmeyer, que recebeu o destilado das amostras até ser obtido o volume de 30 mL. O volume destilado

foi titulado com solução de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) 0,005 M com auxílio de agitador magnético.

A alíquota de 1 mL de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) 0,005 M é equivalente a 70  $\mu\text{g}$   $\text{NH}_4 - \text{N}$ . Os resultados foram expressos em micrograma de  $\text{NH}_4 - \text{N}$  por grama de solo seco, em 2 horas ( $\mu\text{g g}^{-1} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$ ). Para a determinação da atividade da urease utilizou-se a seguinte fórmula:

$$\text{Urease} = \frac{(C \cdot 40)}{Pss \cdot 5}$$

*Onde: C = quantidade de ácido gasto na titulação; 40 = quantidade de  $\text{KCl-Ag}_2\text{SO}_4$  adicionado; Pss = massa seco de 1g de solo; 5 = massa do solo inicial.*

### 3.13 Análises químicas das amostras

As análises de fertilidade do solo foram realizadas segundo Silva (1999) de acordo com cada reagente apresentado na Tabela 6.

Tabela 6 - Atributos químicos do solo das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) de estudo. (Fazenda Antônio Alberto, Trairi - CE)

ÁREA	pH		Ca		Mg		K		Na		C.T.C.		P		Cu		Fe		Mn		Zn	
	C	S	mmolc/kg		mmolc/kg		mmolc/kg		mmolc/kg		mmolc/kg		mg/kg		mg/kg		mg/kg		mg/kg		mg/kg	
			KCl	KCl	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich
<b>Cajueiro A</b>	6,1	6,3	11,8	13,7	2,1	4,7	1,0	0,7	2,8	2,4	26,6	19,6	2,9	5,8	0,2	2,9	21,1	39,6	10,5	16,3	0,9	4,5
	6,1	6,3	34,2	22,3	16,6	12,9	1,9	1,2	4,1	3,8	74,1	40,3	621,7	85,1	3,0	3,6	61,8	58,1	48,9	47,4	10,9	21,4
<b>Coqueiro</b>	6,3	6,2	21,6	19,4	11,5	7,9	1,5	1,3	2,9	3,9	54,1	32,5	37,6	119,7	1,2	5,1	24,0	67,7	23,9	64,6	3,8	15,4
	5,7	6,1	15,3	11,7	9,7	5,2	1,0	0,9	2,8	2,6	45,7	19,8	37,4	58,9	0,5	3,8	47,2	81,6	24,5	21,2	5,2	8,2
<b>Mata</b>	5,7	5,7	9,7	10,6	4,3	4,2	1,1	0,7	2,8	2,6	36,7	18,3	16,6	3,0	0,2	2,4	21,1	34,1	5,0	8,8	0,7	3,5

C = período chuvoso; S = o período seco.



### 3.7 Análises dos dados

Os agroecossistemas têm sido estudados nos mais diferentes aspectos edáficos, culturais e ambientais. Consideram-se muitas vezes as áreas agrícolas como tratamentos, sendo dispostos em diferentes tipos de delineamento. Porém, nas análises estatísticas adotam-se muitas vezes repetições não verdadeiras, conforme Hurlbelt (1984). No sentido de remediar tais situações que podem levar a uma interpretação errônea dos dados, tem-se proposto algumas alternativas de análise estatística (MILLAR; ANDERSON, 2004), inclusive com dados de unidades experimentais pareados.

No presente estudo, avaliaram-se os atributos microbiológicos e bioquímicos do solo de cinco áreas, sendo quatro cultivadas com frutíferas e uma com vegetação nativa, os dados das subáreas não podem ser considerados totalmente independentes. Assim, assumindo-se: 1) amostras pareadas, onde cada observação do primeiro grupo tem um correspondente no segundo, visando controlar fontes estranhas de variação; 2) amostras independentes. Neste caso, podem-se ter duas situações: a) presumindo variância igual, ou seja, as fontes que causam variâncias nas populações são conhecidas ou que é razoável assumir que elas sejam idênticas, o que não é o caso do presente estudo, e b) presumindo variâncias diferentes. Neste caso, então, uma população passa a ser tratada como duas populações diferentes, por existir um fator que pode provocar grande variação na mesma, que no caso podem ser verdadeiras para períodos do ano, se houver efeito sazonal. Ressalta-se que quando se presumem variâncias diferentes na análise, não se descarta o fato das variâncias serem iguais, ela apenas não infere que as mesmas sejam iguais, segundo Pagano e Gauvreau (2004).

As características avaliadas foram expressas pelas médias com os respectivos desvios-padrão e estimados os graus de significância nominal para contrastes estabelecidos com áreas e períodos, utilizando-se o teste *t-Student*, com duas amostras em par para médias para comparação das áreas dentro do mesmo período e, com duas amostras presumindo variâncias diferentes para comparação dos períodos para cada área, sendo as análises realizadas no *software Excel 2007* (Microsoft).

Para melhor visualizar a similaridades das áreas com relação aos diferentes atributos do solo nos dois períodos foram realizadas ainda análises de agrupamento, utilizando-se a distância Euclidiana (Average group) no programa BioDiversity Pro (MCALEECE, 1997).

## 4 RESULTADOS

A umidade do solo foi maior no primeiro período (chuvoso) de avaliação das áreas, em comparação com o segundo (seco) (Tabela 7), o que já era esperado em razão do regime e distribuição de chuvas no Município de Trairi (Figura 1)

Tabela 7 – Teor de umidade do solo na camada de 0 a 10 cm da superfície em diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) no município de Trairi, CE.

ÁREAS	Período chuvoso	Período seco
	%	%
Cajueiro A	9,17	1,12
Coqueiro	13,60	4,48
Gravioleira	8,65	5,02
Cajueiro B	13,31	1,88
Mata	6,74	1,83
<b>MÉDIA</b>	<b>10,29</b>	<b>2,86</b>

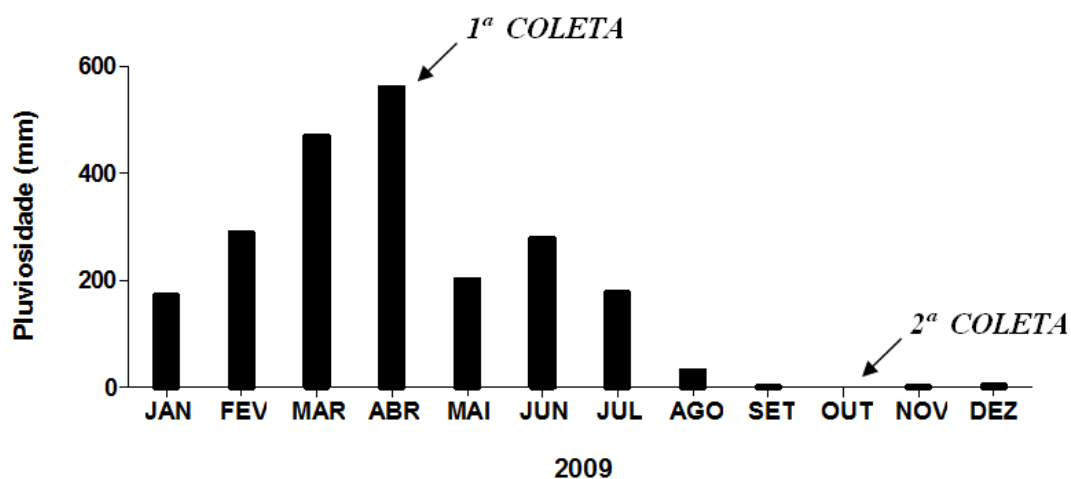


Figura 1 – Pluviosidade média do município de Trairi-CE no ano de 2009 (Fonte: FUNCEME)

### 4.1 Análises do carbono orgânico do solo

O teor de carbono orgânico do solo variou entre os sistemas avaliados e os períodos de amostragem, abril e outubro (Figura 2A), observando-se maiores valores

em áreas cultivadas quando comparadas com a mata em ambos os períodos. Em período chuvoso, o solo sob a projeção das copas dos coqueiros indicou o teor máximo de carbono ( $29,43 \text{ g. kg}^{-1}$  de solo), enquanto no período seco foi máximo o teor deste atributo no solo sob as copas das gravioleiras ( $29,97 \text{ g. kg}^{-1}$  de solo), o qual recebeu a mesmo lençol de água (irrigação) aplicado no coqueiral.

Em contrastes entre as áreas e os períodos observaram-se variações significativas para o teor de carbono orgânico do solo (Tabela 8). Em abril, período chuvoso, foi significativamente maior o teor deste atributo no solo do coqueiral em relação à mata ( $p < 0,01$ ) e na área cultivada com cajueiro A ( $p = 0,05$ ). Em outubro, período seco, tal atributo apresentou diferença significativa apenas no contraste coqueiro vs gravioleira ( $p < 0,01$ ), mas diferindo da mata. Já, em contrastes entre os períodos constataram-se menores diferenças estatísticas, atingindo o grau de significância de 6% no teste t na área sob cultivo do cajueiro A.

#### 4.2 Carbono da biomassa microbiana

O CBM foi influenciado pelos sistemas de cultivo e variou com os períodos avaliados (Figura 2B). No período chuvoso ocorreram valores máximos no solo cultivado com cajueiro B ( $131,7 \text{ mg C . kg}^{-1}$  de solo) e mínimos na área de cultivo de gravioleira ( $47,79 \text{ mg C . kg}^{-1}$  de solo), diferindo em 110,9% e -23,5% do solo da mata, respectivamente. Diferentemente, no período seco na área sob cultivo de gravioleira detectou-se o mais alto teor deste atributo microbiológico ( $120,7 \text{ mg C . kg}^{-1}$  de solo), seguido pelo teor da mata ( $113,9 \text{ mg C . kg}^{-1}$  de solo), e o menor valor ocorreu no coqueiral ( $38,18 \text{ mg C . kg}^{-1}$  de solo).

Pelos contrastes estabelecidos (Tabela 8) observam-se diferenças significativas entre áreas de cultivo: cajueiro B vs gravioleira ( $p = 0,03$ ), cajueiro B vs coqueiro ( $p = 0,03$ ) e coqueiro vs gravioleira ( $p < 0,01$ ); bem como entre o solo sob cultivo de cajueiro B vs mata ( $p = 0,03$ ). No período seco, observaram-se diferenças significativas em contrastes com áreas cultivadas: gravioleira vs cajueiro ( $p = 0,02$ ), gravioleira vs coqueiro ( $p < 0,01$ ) e entre os solos dos sistemas de cultivo com coqueiro vs cajueiro A ( $p < 0,01$ ) e coqueiro vs mata ( $p < 0,01$ ).

Com contrastes estabelecidos entre os períodos, partindo-se do chuvoso para o seco, observou-se uma redução significativa neste atributo microbiológico sob as

copas dos coqueiros ( $p = 0,05$ ) e cajueiros B ( $p = 0,03$ ), mas aumento significativo nas áreas com gravioleiras e a mata ( $p < 0,01$ ) (Tabela 8).

### 4.3 Respiração basal

A respiração basal mostrou-se bastante uniforme quando comparadas as áreas de estudo dentro de um mesmo período (Figura 2C). Os valores da respiração basal para o período chuvoso estão compreendidos entre 0,60 e 1,16 mg C-CO<sub>2</sub> . kg<sup>-1</sup> solo . h<sup>-1</sup> e no período seco entre 1,84 e 2,22 mg C-CO<sub>2</sub> . kg<sup>-1</sup> solo . h<sup>-1</sup> e não houve diferenças significativas até 10% de probabilidade no teste t de Student (Tabela 8).

Quando comparados os períodos chuvoso e seco observou-se diferença significativa em todas as áreas ( $p \leq 0,05$ ), ocorrendo sempre no período seco os maiores valores (Figura 2C).

Tabela 8 – Significância nominal para contrastes entre as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os atributos de carbono orgânico, carbono da biomassa e respiração basal do

CONTRASTES	CARBONO ORGÂNICO <i>g C. kg<sup>-1</sup> solo</i>		CARBONO DA BIOMASSA <i>mg C. kg<sup>-1</sup> solo</i>		RESPIRAÇÃO BASAL <i>mg C-CO<sub>2</sub> . kg<sup>-1</sup> solo.h<sup>-1</sup></i>	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>
<b>MESMO PERÍODO</b>						
Cajueiro A vs Coqueiro	0,05	0,52	0,30	0,51	0,38	0,63
Cajueiro A vs Gravioleira	0,72	0,20	0,27	0,02	0,71	0,70
Cajueiro A vs Mata	0,32	0,53	0,63	<0,01	0,28	0,61
Cajueiros A vs B	0,68	0,44	<0,01	0,33	0,27	0,82
Coqueiro vs Gravioleira	0,11	<0,01	0,06	<0,01	0,53	0,32
Coqueiro vs Mata	<0,01	0,46	0,05	<0,01	0,45	0,13
Coqueiro vs Cajueiro B	0,17	0,45	0,03	0,28	0,11	0,84
Gravioleira vs Mata	0,49	0,26	0,45	0,21	0,89	0,92
Gravioleira vs Cajueiro B	0,54	0,28	0,03	0,15	0,39	0,41
Mata vs Cajueiro B	0,42	0,98	0,03	0,18	0,13	0,17
<b>ENTRE PERÍODOS</b>						
Cajueiro A vs Cajueiro A	0,06		0,20		0,05	
Coqueiro vs Coqueiro	0,60		0,05		0,04	
Graviolieria vs Graviolieria	0,09		<0,01		0,03	
Cajueiro B vs Cajueiro B	0,83		0,03		<0,01	
Mata vs Mata	0,36		<0,01		<0,01	

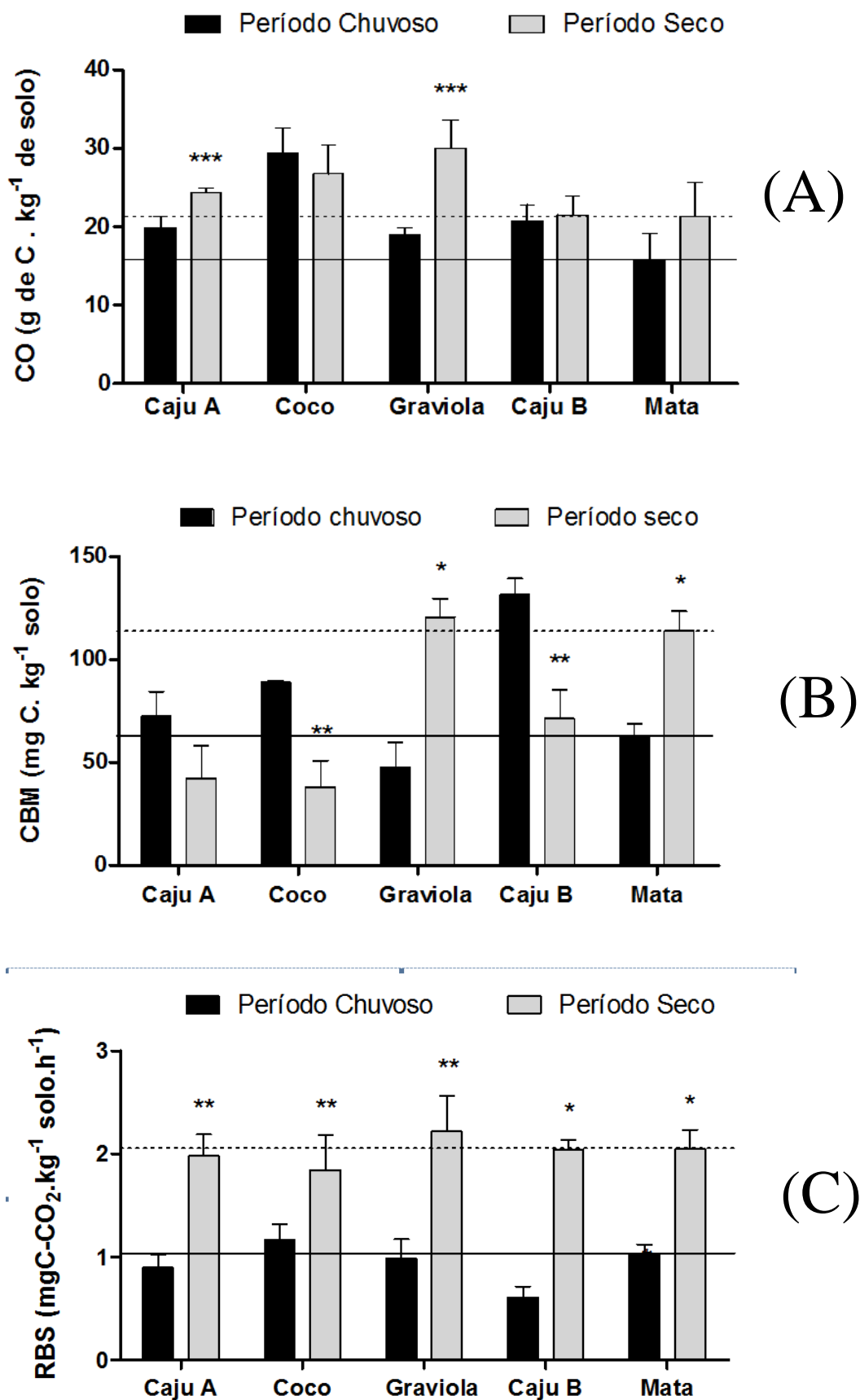


Figura 2 – Teores de carbono orgânico (CO), carbono da biomassa microbiana (CBM) e respiração basal do solo (RBS) do solo de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi-CE. Todos os valores estão representados por média  $\pm$  desvio padrão da média. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde \*\*\* $p < 0,01$ , \*\*  $p < 0,05$  e \*  $p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença porem com relação ao período seco

#### 4.4 Quociente metabólico

O  $qCO_2$  variou pouco entre as áreas, sendo detectadas significâncias entre a área com cajueiros B em relação às áreas com cajueiros A ( $p = 0,07$ ), coqueiros ( $p = 0,06$ ) e a mata ( $p = 0,09$ ) (Tabela 9). Os valores detectados no período chuvoso ficaram entre 4,70 e 23,25  $mg\ C-CO_2^{-1} \cdot g^{-1}\ BMS\ C \cdot h^{-1}$  (Figura 3A). Já, no período seco, as diferenças significativas foram detectadas com contrastes envolvendo a área com gravioleiras em relação as áreas de cajueiros A ( $p = 0,08$ ), coqueiros ( $p = 0,07$ ) e cajueiros B ( $p = 0,10$ ), bem como da área com cajueiros A vs mata ( $p = 0,09$ ) (Tabela 9). Os valores para este período estavam compreendidos entre 18,52 e 57,42  $mg\ C-CO_2^{-1} \cdot g^{-1}\ BMS\ C \cdot h^{-1}$  (Figura 3A).

Quando comparados o período chuvoso e o seco observou-se diferenças significativas para os contrastes da área com cajueiros B ( $p \leq 0,01$ ) e pouco significativas nas áreas com coqueiros ( $p = 0,07$ ) e cajueiros A ( $p = 0,09$ ) (Tabela 9), ocorrendo no período seco os valores mais altos (Figura 3A).

Na comparação com a mata, no período seco, detectaram-se aumentos do  $qCO_2$  na área com gravioleiras (+37,2%), cajueiros A (+192,2%) e coqueiros (+188,3%) (Figura 3A).

#### 4.5 Quociente microbiano

No período chuvoso, os valores de  $qMIC$  variaram de 2,47 a 6,39 % (Figura 3B) e foram detectadas diferenças significativas nos contrastes das áreas com cajueiros B vs coqueiros ( $p < 0,01$ ), cajueiros B vs gravioleiras ( $p < 0,01$ ) e entre coqueiros vs gravioleira ( $p < 0,06$ ) (Tabela 9). Já, no período seco, o valor do atributo diferiu entre as áreas com coqueiros vs gravioleiras ( $p = 0,02$ ), cajueiros B ( $p = 0,04$ ) e a mata ( $p = 0,04$ ). Outros contrastes significativos ocorreram entre as áreas de gravioleiras em relação a cajueiros B ( $p = 0,01$ ), cajueiros A ( $p = 0,08$ ) e a mata ( $p = 0,02$ ) e entre as áreas com cajueiros A e gravioleiras ( $p = 0,08$ ) (Tabela 9).

Entre os dois períodos estudados apenas não diferiu a área de mata ( $p = 0,38$ ) (Tabela 9), nas demais áreas detectou-se em geral redução do período chuvoso para o seco, sendo a áreas com gravioleiras a única a indicar aumento no  $qMIC$  (Figura 3B).

Com relação à mata, no período chuvoso, o cajueiro B apresentou valores superiores do  $qMIC$  (+48,7%), enquanto nas demais áreas houve variações negativas para essa característica (-13,6 a -42,4 %). No período seco a mata apresentou superioridade em relação às demais áreas (Figura 3B).

Tabela 9 – Significância nominal para contrastes entre as áreas dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os parâmetros: quociente metabólico e quociente microbiano

Contrastes	$qCO_2$ $mgC-CO_2 \cdot l^{-1} \cdot g^{-1} BMS \cdot C \cdot h^{-1}$		$qMIC$ %	
	Chuvoso <i>p valor</i>	Seco <i>p valor</i>	Chuvoso <i>p valor</i>	Seco <i>p valor</i>
<b>MESMO PERÍODO</b>				
Cajueiro A vs Coqueiro	0,94	0,82	0,25	0,40
Cajueiro A vs Gravioleira	0,34	0,08	0,24	0,08
Cajueiro A vs Mata	0,49	0,09	0,35	0,02
Cajueiros A vs B	0,07	0,16	0,06	0,16
Coqueiro vs Gravioleira	0,34	0,07	0,36	0,02
Coqueiro vs Mata	0,25	0,07	0,16	0,04
Coqueiro vs Cajueiro B	0,06	0,16	0,01	0,04
Gravioleira vs Mata	0,39	0,39	0,23	0,32
Gravioleira vs Cajueiro B	0,17	0,10	< 0,01	0,01
Mata vs Cajueiro B	0,09	0,17	0,16	0,18
<b>ENTRE PERÍODOS</b>				
Cajueiro A vs Cajueiro A	< 0,01	< 0,01		0,10
Coqueiro vs Coqueiro	< 0,01	< 0,01		0,01
Gravioleira vs Gravioleira		0,63		0,06
Cajueiro B x Cajueiro B		0,01		< 0,01
Mata vs Mata		0,52		0,38



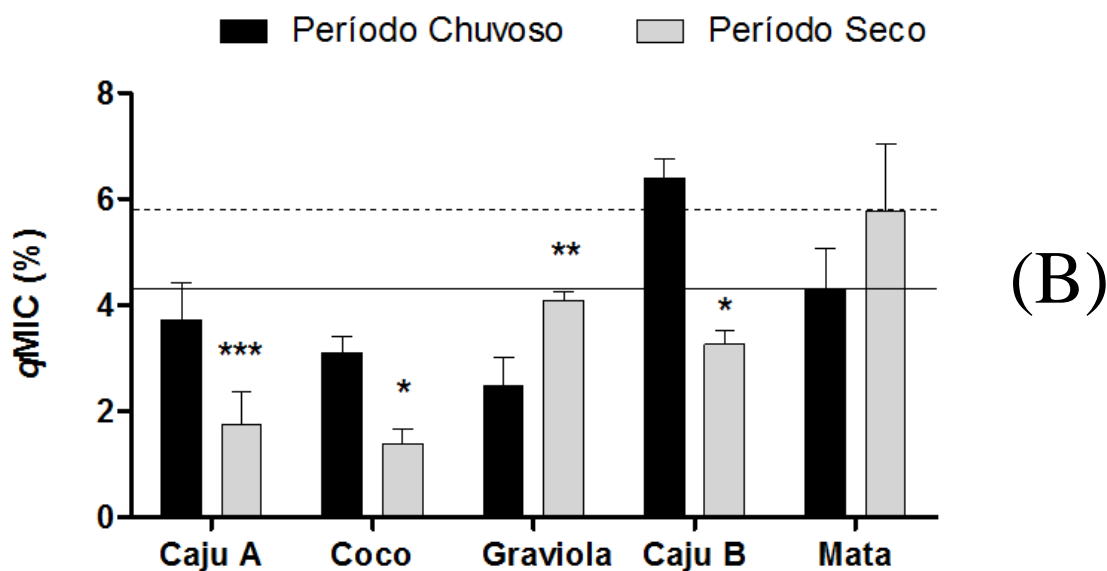
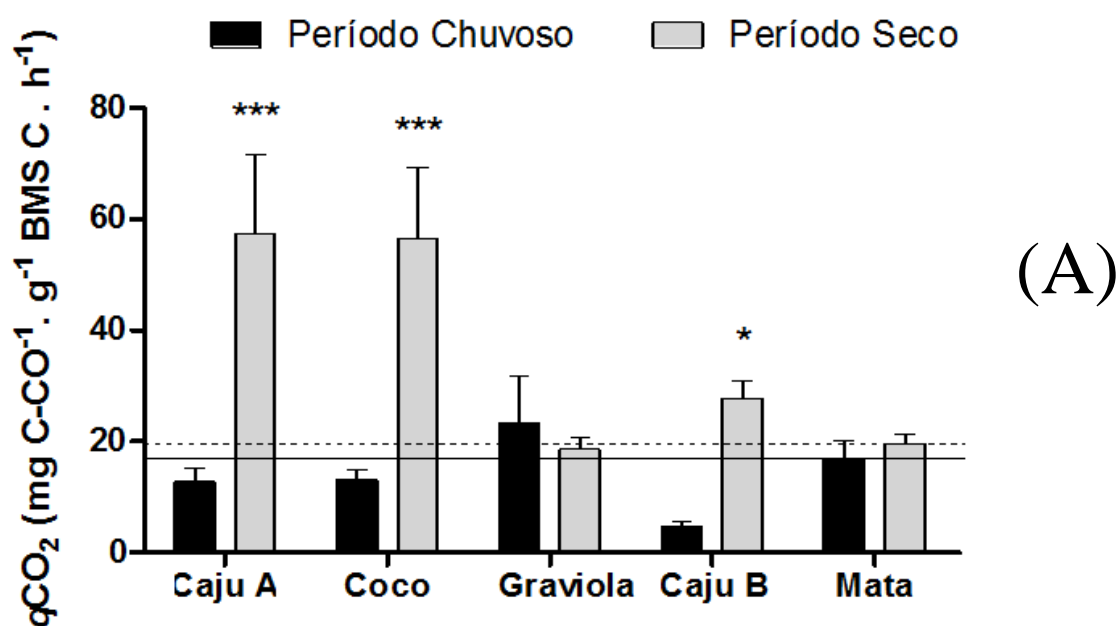


Figura 3 – Quociente metabólico (A) e quociente microbiano do solo (B) de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B, e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por média  $\pm$  desvio padrão. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde \*\*\* $p < 0,01$ , \*\* $p < 0,05$  e \* $p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença porem com relação ao período seco

#### 4.6 Bactérias totais

A contagem de bactérias totais no período chuvoso foi maior na área com gravioleiras (5,32 log UFC . g<sup>-1</sup> solo), a qual tinha boa cobertura com folhas secas. Houve variações significativas entre as áreas com cajueiros A vs cajueiros B ( $p = 0,04$ ), cajueiros A vs gravioleiras ( $p < 0,01$ ), gravioleiras vs mata ( $p < 0,01$ ) e gravioleiras vs cajueiros B ( $p = 0,06$ ) (Tabela 10). Para este período os valores situaram-se entre 4,50 e 5,32 log UFC . g<sup>-1</sup> solo (Figura 4A).

Para o período seco, da mesma forma, a maior população de bactérias também foi detectada na área com gravioleira (6,34 log UFC . g<sup>-1</sup> solo), apresentando diferenças significativas em relação às demais áreas, exceto aquela cultivada com cajueiros B (Tabela 10). Não houve diferenças entre a área ocupada com cajueiros A e cajueiros B e a mata. Os valores para este período estão compreendidos entre 5,13 e 6,34 log UFC . g<sup>-1</sup> solo (Figura 4A).

Quando comparados os períodos observou-se aumento significativo nas populações de bactérias em todas as áreas, do período chuvoso para o seco (Figura 4A e Tabela 10).

A microbiota bacteriana da mata, a qual apresentou maior diversidade cultural de colônias nas placas (dados não mostrados), foi inferior em ambos os períodos em relação às demais áreas, excetuando-se aquela ocupada com cajueiros A, no período chuvoso (-1,0%) (Figura 4A).

#### 4.7 Fungos filamentosos

De forma similar ao observado com bactérias, as populações de fungos filamentosos foram maiores no período chuvoso, na área com gravioleiras (3,33 log UFC . g<sup>-1</sup> solo), porém esta não diferiu das demais áreas cultivadas. Apenas a mata, onde se detectaram populações mais baixas (2,31 log UFC . g<sup>-1</sup> solo), diferiu significativamente da área com cajueiros B ( $p < 0,01$ ) (Tabela 10).

Ainda, em relação à mata, onde se observou maior diversidade cultural de colônias nas placas, houve, em geral, menores populações de fungos, onde nas demais culturas variaram no período chuvoso de +5,0 a + 17,1 % e no período seco de +7,2 a +23,6 %. A exceção ocorreu na área com cajueiros A, no período seco, onde as populações de fungos não superaram as da mata (-1,1 %) (Figura 4B).

Por sua vez, no período seco foram detectadas populações mais altas de fungos na área cultivada com cajueiros B ( $4,18 \log \text{ UFC} \cdot \text{g}^{-1}$  solo), diferindo das áreas com coqueiros ( $p = 0,01$ ), cajueiros A ( $p = 0,03$ ) e da mata ( $p = 0,04$ ) (Tabela 10).

Quando comparados o período chuvoso e seco observou-se diferenças somente na área com cajueiros B ( $p < 0,01$ ) (Tabela 10).

#### 4.8 Actinomicetos

As populações de actinomicetos no solo no período chuvoso não foram influenciados pelas coberturas vegetais, excetuando-se no contraste de áreas com gravioleiras vs cajueiros B ( $p < 0,01$ ), e os valores médios situaram-se entre 2,66 e 3,23  $\log \text{ UFC} \cdot \text{g}^{-1}$  solo (Tabela 10), sendo estes inferiores as populações de bactérias e de fungos filamentosos observadas nas áreas. Já no período seco, houve diferenças significativas entre as áreas, exceto para o contraste coqueiro vs cajueiro B. A área da gravioleira apresentou as populações mais altas de actinomicetos ( $4,63 \log \text{ UFC} \cdot \text{g}^{-1}$  solo), enquanto a área com cajueiros A indicou o menor valor ( $3,11 \log \text{ UFC} \cdot \text{g}^{-1}$  solo) (Figura 4C).

Quando foram comparados os períodos observaram-se populações significativamente mais altas de actinomicetos no período seco para todas as áreas, exceto naquela ocupada com cajueiros A (Figura 4C), onde não houve praticamente nenhuma significância ( $p = 0,82$ ) (Tabela 10).

Na mata ocorreram populações mais baixas de actinomicetos para todas as áreas, exceto aquela ocupada com cajueiros A, no período chuvoso ( $-7,3\%$ ) (Figura 4C).

#### 4.9 Dendrograma da microbiota

Em ambos os períodos a similaridade entre as populações de bactérias, fungos e actinomicetos do solo foi superior a 97% (Figuras 8A e 8B). Com relação aos três grupos formados a área de mata apresentou menor similaridade com as demais áreas no período chuvoso, estando em ordem decrescente de similaridade com esta as áreas de gravioleira, cajueiro A e com a mesma intensidade cajueiro B e coqueiro os quais formaram um subgrupo com a maior similaridade.

No período chuvoso observa-se um grupo distinto formado pela mata e cajueiro A e outro formado pelas áreas de gravioleira, cajueiro B e coqueiro, formando estes dois últimos um subgrupo com uma maior similaridade.

Tabela 10 – Significância nominal para contrastes para as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para os parâmetros: bactérias totais, fungos filamentosos totais e actinomicetos totais.

CONTRASTES	<b>BACTÉRIAS TOTAIS</b> <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>		<b>FUNGOS FILAMENTOSOS</b> <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>		<b>ACTINOMICETOS</b> <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>	
	<i>Chuvoso</i>	<i>Seco</i>	<i>Chuvoso</i>	<i>Seco</i>	<i>Chuvoso</i>	<i>Seco</i>
	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>	<i>p valor</i>
<b>MESMO PERÍODO</b>						
Cajueiro A vs Coqueiro	0,13	0,25	0,27	0,24	0,50	0,02
Cajueiro A vs Gravioleira	< 0,01	0,06	0,66	0,36	0,40	< 0,01
Cajueiro A vs Mata	0,58	0,41	0,13	0,70	0,31	0,01
Cajueiros A vs B	0,04	0,34	0,96	0,03	0,68	0,04
Coqueiro vs Gravioleira	< 0,01	0,07	0,36	0,66	0,14	0,03
Coqueiro vs Mata	0,12	0,01	0,25	0,28	0,28	0,08
Coqueiro vs Cajueiro B	0,73	0,85	0,48	0,01	0,38	0,73
Gravioleira vs Mata	< 0,01	0,01	0,12	0,30	0,49	< 0,01
Gravioleira vs Cajueiro B	0,06	0,11	0,83	0,19	< 0,01	0,04
Mata vs Cajueiro B	0,17	< 0,01	< 0,01	0,04	0,16	< 0,01
<b>ENTRE PERÍODOS</b>						
Cajueiro A vs Cajueiro A		0,06		0,54		0,82
Coqueiro vs Coqueiro		< 0,01		0,14		0,02
Graviolera vs Gravioleira		< 0,01		0,39		< 0,01
Cajueiro B vs Cajueiro B		< 0,01		< 0,01		0,01
Mata vs Mata		0,01		0,13		0,06

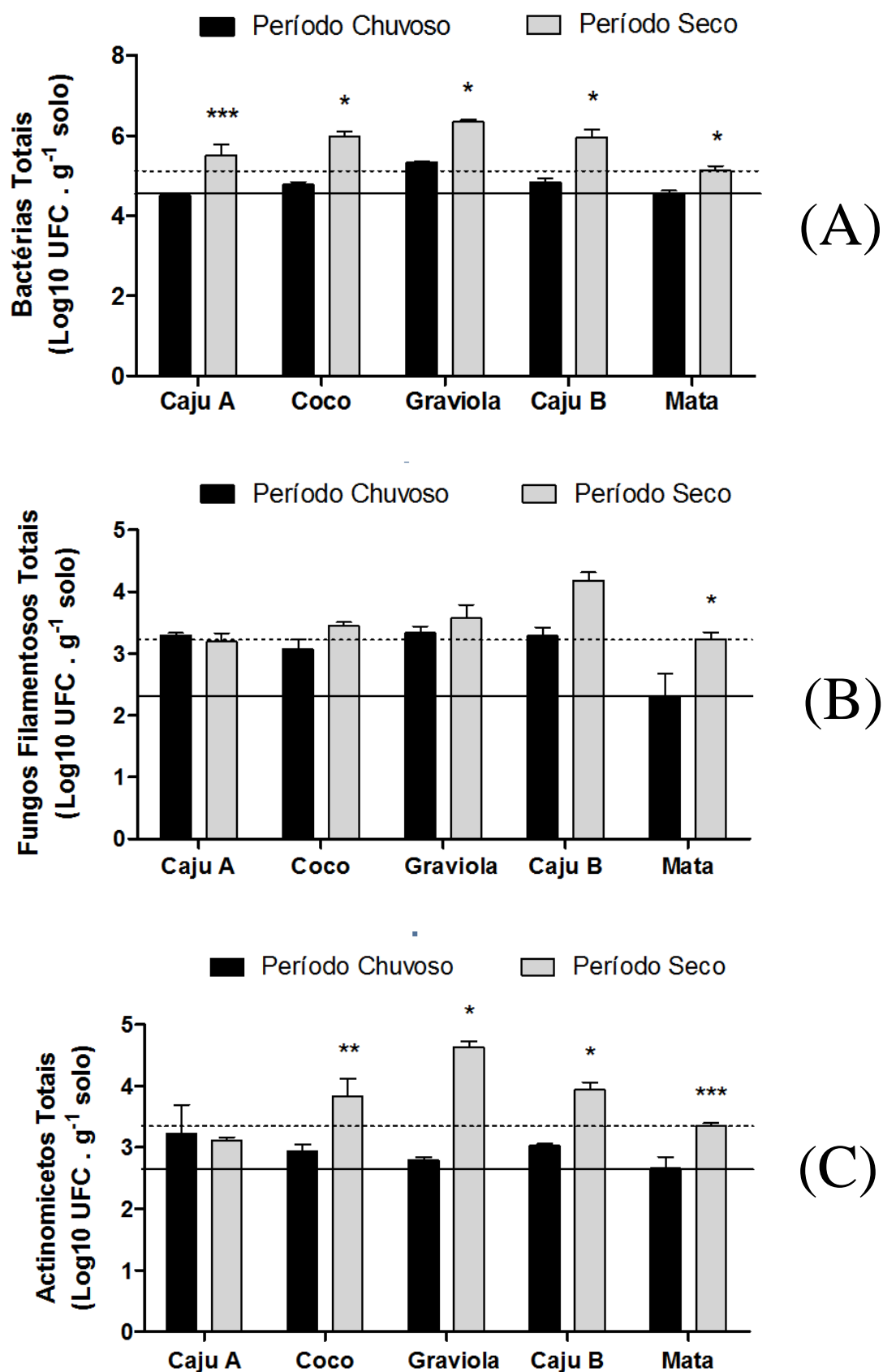


Figura 4 – Populações de bactérias (A), fungos filamentosos (B) e actinomicetos do solo (C) de diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) nos períodos chuvoso (abril) e seco (outubro) no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por médias  $\pm$  desvio padrão. Asteriscos representam diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde \*\*\* $p < 0,01$ , \*\*  $p < 0,05$  e \*  $p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença, porém com relação ao período seco

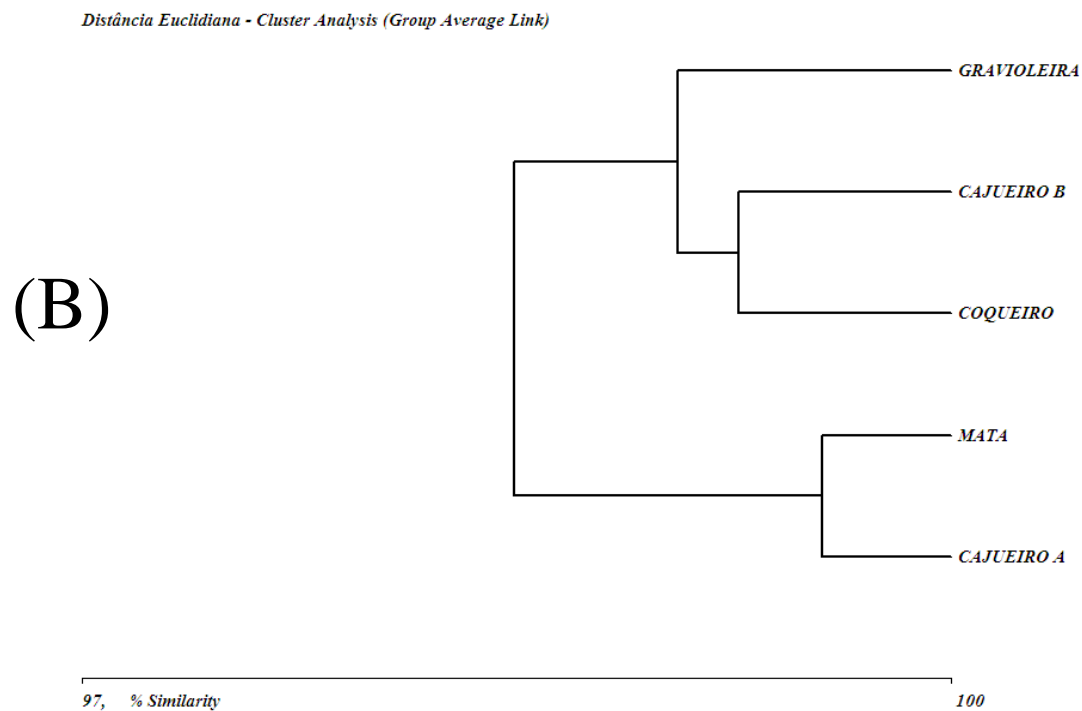
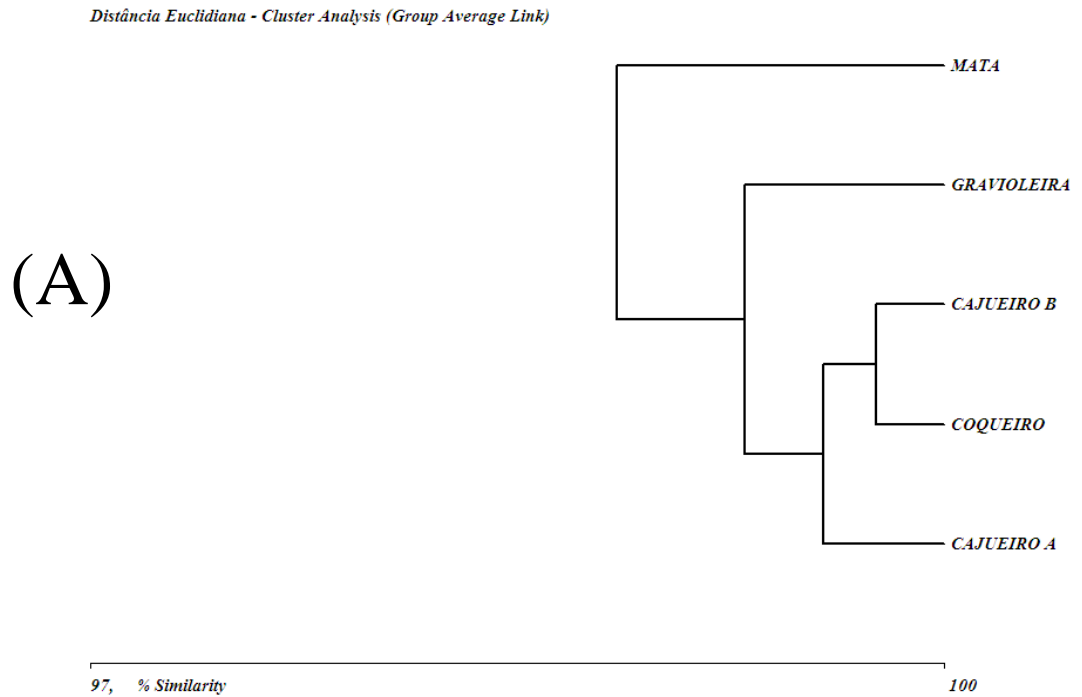


Figura 5 – Similaridade das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) estimada com base na distância euclidiana para populações de bactérias, fungos e actinomicetos do solo em períodos chuvoso (A) e seco (B) no município de Trairi, CE.

#### 4.10 Desidrogenase

No período chuvoso a área de mata apresentou a maior atividade da enzima desidrogenase ( $5,98 \mu\text{L de H} \cdot \text{g}^{-1}$ ) (Figura 6A). Em contrastes estabelecidos entre a mata e as demais áreas verificou-se, em geral, alto grau de significância (Tabela 11). As diferenças também foram significativas para outros contrastes com áreas cultivadas neste mesmo período, excetuando-se as áreas com cajueiros B vs coqueiros ( $p = 0,87$ ) e cajueiros B vs gravioleiras ( $p = 0,18$ ) (Tabela 11).

Da mesma forma, no período seco, entre todas as áreas foram detectadas diferenças significativas, exceto no contraste da área com cajueiros A vs coqueiros ( $p = 0,33$ ) (Tabela 11).

Entre os dois períodos analisados podem-se observar diferenças significativas para contrastes com as áreas ocupadas com cajueiros A ( $p = 0,01$ ), coqueiros ( $p < 0,01$ ) e a mata ( $p = 0,02$ ), sendo a atividade de enzima sempre maior no período seco (Figura 6A).

No solo da mata observou-se maior atividade da desidrogenase em comparação com as áreas cultivadas, e a redução da atividade nestes cultivos variou entre -13,1 % sob cajueiros, durante o período seco, a -82,8 % no coqueiral em período chuvoso (Figura 6A).

#### 4.11 Fosfatase

A atividade da enzima fosfatase ácida no período chuvoso foi igualmente influenciada pelas coberturas vegetais, sendo detectadas diferenças significativas para contrastes da área com cajueiros A em relação as áreas com coqueiros ( $p < 0,01$ ), gravioleiras ( $p = 0,01$ ), cajueiros B ( $p = 0,01$ ) e a mata ( $p = 0,08$ ). Outra diferença encontrada foi no contraste da mata vs cajueiros B ( $p < 0,01$ ) (Tabela 11). Os valores observados variaram de 1,93 a 3,78 mg de pNPP  $\cdot \text{g}^{-1}$  de solo  $\cdot \text{h}^{-1}$  (Figura 6B). Já no período seco, houve diferenças maiores nas atividades da enzima entre as áreas, detectando-se significância com quase todos os contrastes (Tabela 11). As exceções ocorreram com contrastes das áreas com cajueiros A vs B ( $p = 0,14$ ), mata vs coqueiros ( $p = 0,53$ ) e mata e cajueiros B ( $p = 0,33$ ) (Tabela 11).

Quando comparados os períodos observou-se uma redução significativa da atividade da fosfatase ácida do período chuvoso para o seco em todas as áreas, exceto na gravioleira que foi a única a não apresentar significância entre os períodos (Figura 6B).

Com relação a mata, as áreas de coqueiro e gravioleira, para ambos os períodos apresentaram maiores valores, e para a área de cajueiro A também em ambos os períodos apresentaram valores menores. A área de cajueiro B foi praticamente oposta com +35,3 no período chuvoso e -31,8 no período seco (Figura 6B).

#### 4.12 Urease

A atividade da enzima urease do solo, no período chuvoso, foi influenciada pelas coberturas vegetais, sendo detectadas diferenças significativas em contrastes com as áreas ocupadas com cajueiros A vs coqueiros ( $p = 0,01$ ) entre as duas áreas com cajueiros (A vs B) ( $p = 0,01$ ), cajueiros B vs coqueiros ( $p = 0,08$ ), cajueiros B vs mata ( $p = 0,08$ ) (Tabela 11).

No período seco observaram-se também diferenças significativas entre áreas com cajueiros A vs gravioleiras ( $p = 0,04$ ), gravioleiras vs mata ( $p = 0,04$ ), gravioleiras vs cajueiros B ( $p = 0,04$ ) (Tabela 11). Para este período os valores situaram-se entre 8,45 e 13,47  $\mu\text{g NH}_4 \text{ g}^{-1} \text{ solo} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$  (Figura 6C).

Em relação aos períodos de análise do solo, observaram-se diferenças altamente significativas nas diferentes áreas ( $p < 0,01$ ), exceto naquela ocupada com cajueiros B ( $p < 0,11$ ), e houve aumento na atividade da urease no período seco (Figura 6C).

Em relação ao solo da mata houve em geral aumento da atividade da urease, exceto na área ocupada com cajueiros A, no período chuvoso (-6,8%) (Figura 6C).

#### 4.13 Dendrograma da atividade enzimática

Tanto para o período seco como para o chuvoso observou-se a formação de dois grupos distintos, onde o primeiro é formado por cajueiro A e mata e o segundo é formado por gravioleira, coqueiro e cajueiro B, sendo estes dois últimos um subgrupo com uma maior similaridade (Figuras 10A e 10B).



Tabela 11 – Significância nominal para contrastes entre as áreas estudadas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) dentro do mesmo período e entre os períodos chuvoso e seco para as enzimas desidrogenase, fosfatase ácida e urease

CONTRASTES	DESIDROGENASE $\mu\text{L de H} \cdot \text{g}^{-1} \text{ solo}$		FOSFATASE $\text{mg pNP} \cdot \text{g}^{-1} \text{ solo} \cdot \text{h}^{-1}$		UREASE $\mu\text{g NH}_4 \text{ g}^{-1} \text{ solo} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
	p valor	p valor	p valor	p valor	p valor	p valor
Cajueiro A vs Coqueiro	0,01	0,33	< 0,01	0,04	0,01	0,10
Cajueiro A vs Gravioleira	0,01	0,01	< 0,01	0,01	0,29	0,04
Cajueiro A vs Mata	0,09	0,02	0,08	< 0,01	0,89	0,83
Cajueiros A vs B	0,02	0,01	0,01	0,14	0,01	0,67
Coqueiro vs Gravioleira	0,30	0,07	0,76	< 0,01	0,72	0,53
Coqueiro vs Mata	0,02	0,07	0,13	0,53	0,23	0,28
Coqueiro vs Cajueiro B	0,87	0,04	0,21	0,01	0,09	0,04
Gravioleira vs Mata	0,01	< 0,01	0,24	0,07	0,17	0,04
Gravioleira vs Cajueiro B	0,18	0,01	0,26	< 0,01	0,69	0,04
Mata vs Cajueiro B	0,02	< 0,01	< 0,01	0,33	0,08	0,95
MESMO PERÍODO						
Cajueiro A vs Cajueiro A	0,01		< 0,01			< 0,01
Coqueiro vs Coqueiro	< 0,01		< 0,01			< 0,01
Graviolieria vs Graviolieria	0,17		0,21			< 0,01
Cajueiro B vs Cajueiro B	0,67		0,01			< 0,11
Mata vs Mata	0,02		0,03			0,01
ENTRE PERÍODOS						

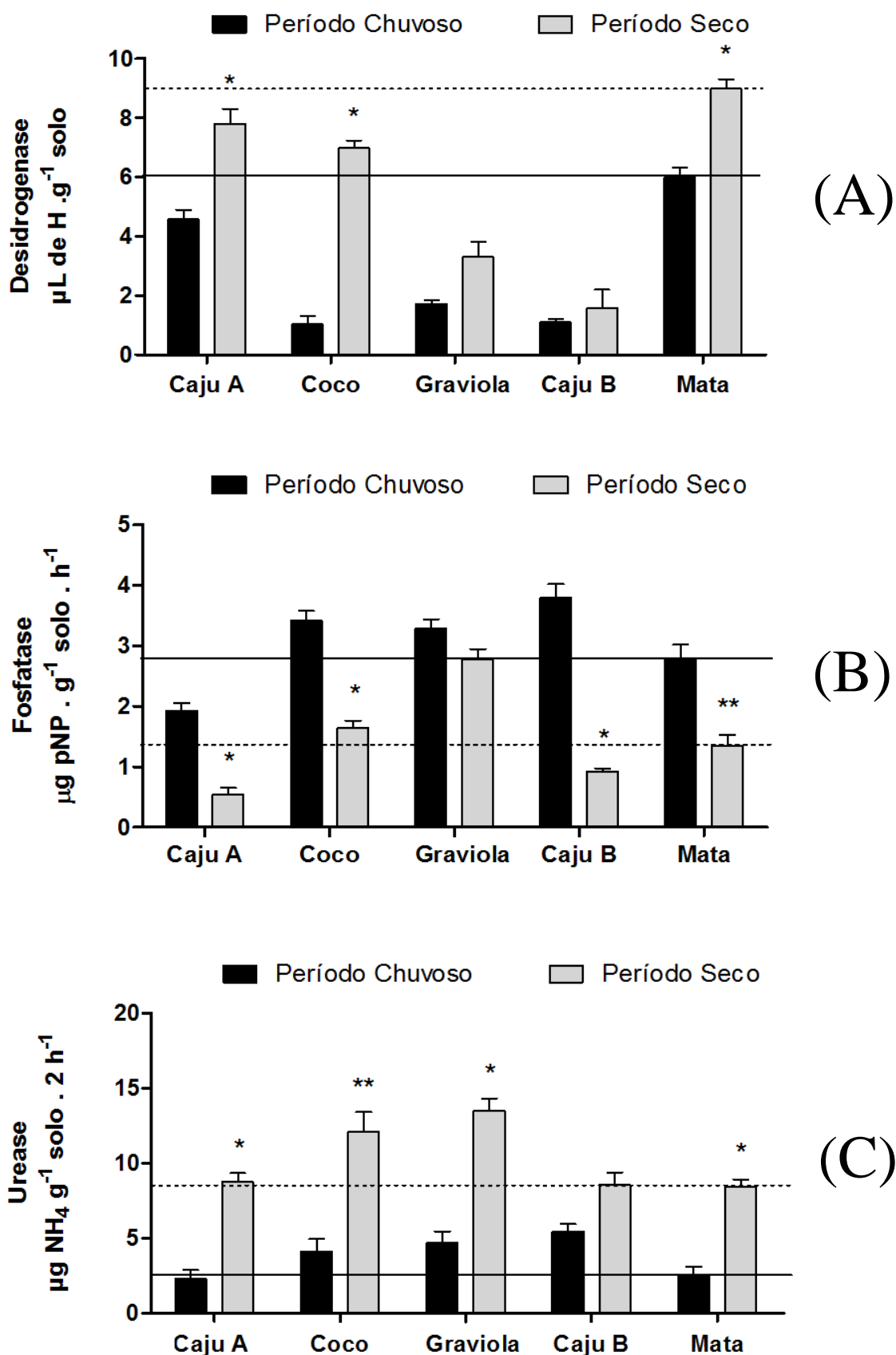


Figura 6 – Análises enzimáticas da desidrogenase (A), fosfatase ácida (B) e urease do solo (C) para as áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e mata) nos períodos chuvoso e seco no município de Trairi, CE. Todos os valores estão representados por médias  $\pm$  desvio padrão. A presença de asteriscos representa diferença estatística entre os períodos seco e chuvoso no teste t onde \*\*\* $p < 0,01$ , \*\* $p < 0,05$  e \* $p < 0,1$ . Linha densa representa a comparação com a mata no período chuvoso e linha pontilhada representa a mesma diferença, porém com relação ao período seco.

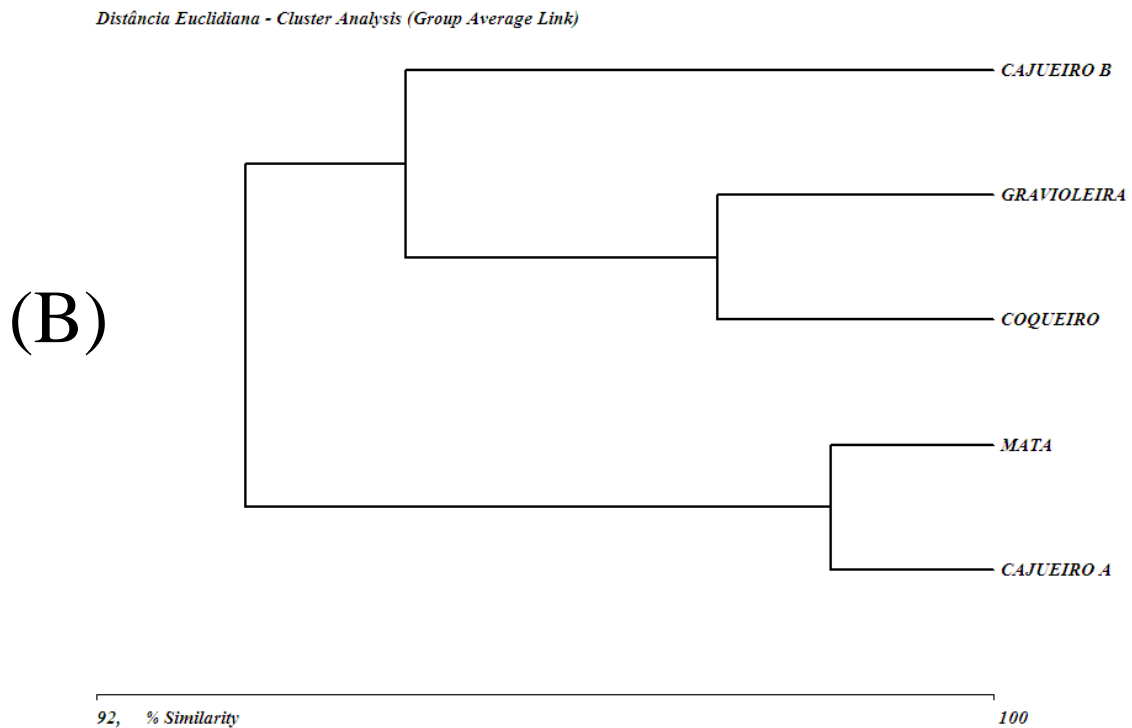
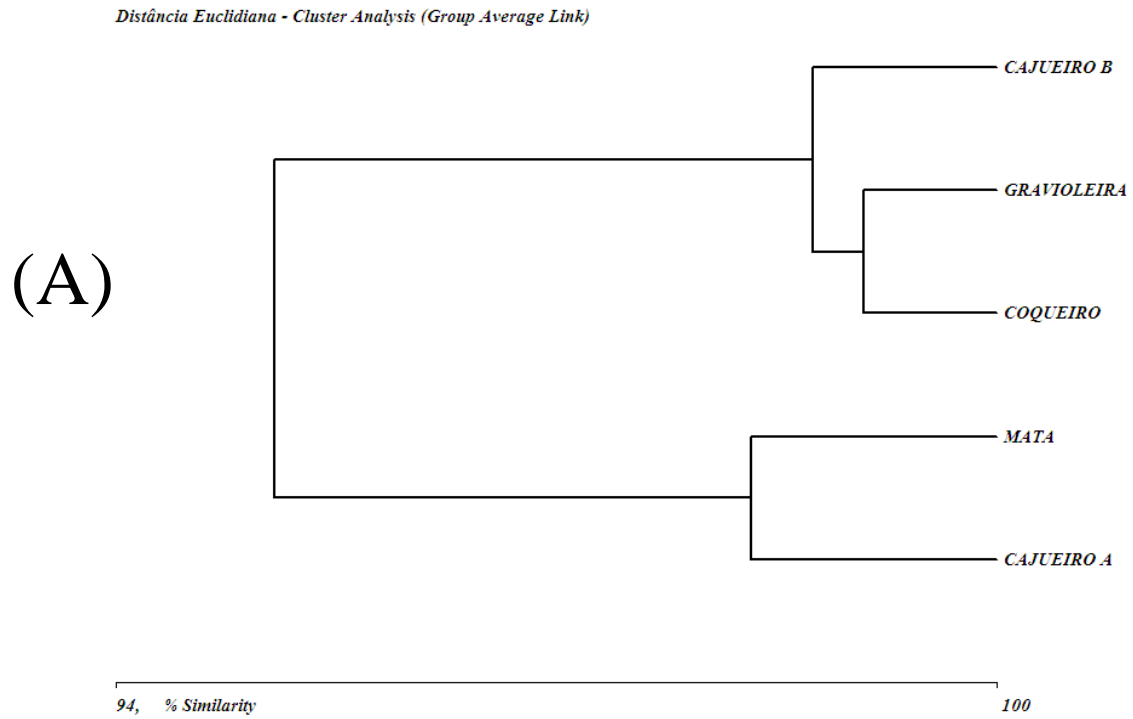


Figura 7 – Similaridade das diferentes áreas (cajueiro A, coqueiro, gravioleira, cajueiro B e de mata) estimada com base na distância euclidiana para a atividade das enzimas desidrogenase, fosfatase e urease do solo nos períodos chuvoso (A) e seco (B) no município de Trairi, CE.

## 5 DISCUSSÃO

### 5.1 Condições ambientais durante o período de estudo

A utilização de uma classificação climática visa unicamente criar uma ferramenta que facilite o entendimento dos resultados mediante a região analisada, para tanto se adotou a classificação climática de Köppen e Geiger (1928). O ano de 2009 mostrou-se atípico, com uma quantidade elevada de chuvas, sendo estas concentradas entre os meses de janeiro a julho, somando um total de 2.145,6 mm/ano, visto que Soares (2007) baseado em dados da Fundação Cearense de Meteorologia (FUNCEME) indicou a média pluviométrica do município de Trairi como 1.321 mm/ano ao realizar observações periódicas entre os anos de 1984 a 2000. Ainda, de acordo com a classificação climática adotada seriam esperadas chuvas concentradas apenas nos meses de janeiro a abril e precipitações máximas de 2.000 mm/ano quanto mais próximo do litoral e mínima de 1.000 mm/ano quanto mais próximas do interior.

As áreas deste estudo apresentavam-se muito próximas umas as outras, levando a crer que haveria influência entre elas devido ao manejo adotado ou aos processos ecológicos que ocorrem dentro de uma mesma área. Contudo a microbiota do solo e os fatores a ela relacionados processam-se em escalas microscópicas, podendo-se verificar diferenças a pequenas distâncias, principalmente se as áreas apresentarem cobertura vegetal diferente. Tais diferenças podem ser observadas principalmente na parte superficial do solo, por possuir maior atividade, sendo por isso neste estudo considerada a profundidade de 0-10 cm. Segundo Garcia e Nahas (2007), a medida que a profundidade do solo aumenta as atividades microbianas e enzimáticas diminuem.

De acordo com Kennedy e Papendick (1995) os microrganismos respondem rapidamente a pequenas variações ambientais e ao manejo empregado no solo em virtude da sua elevada relação de superfície do corpo com o ambiente, seu metabolismo bastante diversificado e seu rápido ciclo vital. Com isto compararam-se dois períodos do ano: chuvoso e seco. Os resultados permitiram evidenciar efeito sazonal mais intenso para alguns parâmetros e menos intenso para outros. Moreira e Siqueira (2002) relatam que as variações sazonais principalmente de temperatura e umidade afetam as comunidades biológicas do solo e sua atividade devido as condições adversas constituídas durante o seu desenvolvimento e formação.

## 5.2 Análises bioquímicas

As análises bioquímicas permitiram identificar de forma indireta em cada área a abundância de grupos de microrganismos e a densidade da microbiota juntamente com vários fatores a ela relacionados como carbono orgânico, respiração basal e índices metabólicos de utilização de energia e matéria orgânica.

O teor de carbono orgânico foi maior nos solos sob as projeções das copas das frutíferas, nos dois períodos, indicando que houve maior incorporação de matéria orgânica nos agroecossistemas, em comparação com o solo da mata (Figura 2A). No período chuvoso, entretanto, só houve um contraste significativo, dado entre a área de mata e a área com coqueiros ( $p < 0,01$ ), sendo esta diferença correspondente a 87%. Este fato deve-se a adição de insumos, a deposição de resíduos vegetais provenientes da “limpeza” da copa das árvores na área com coqueiros e do manejo empregado na projeção das copas, associados a uma maior uniformidade da umidade, temperatura e aeração do solo, visto que esta área recebe irrigação durante o período seco. O período seco, da mesma forma, apresentou apenas um contraste significativo dado entre coqueiros vs gravioleiras ( $p < 0,01$ ). É importante ressaltar que as três áreas que apresentaram diferenças no teor de carbono orgânico nos dois períodos eram contínuas, levando a sugerir que a matéria orgânica do solo altera-se em áreas próximas devido ao manejo, e por este motivo poderia ser bom indicador das alterações provocadas no ambiente.

De acordo com Costa (2005) para uma mesma produção e deposição de biomassa vegetal, o teor de carbono orgânico pode variar de solo para solo tendo em vista a qualidade do material aportado e a influência de diversos fatores incidentes sobre a microbiota do solo e, conseqüentemente, sobre a taxa de decomposição explicando assim as variações ocorridas entre as diferentes áreas estudadas, visto que a diversidade e a complexidade química da biomassa vegetal depositada na mata é bem maior que nas áreas cultivadas. A baixa quantidade de carbono orgânico observada no solo da mata, apesar de não significativa quando comparada com as demais áreas em ambos os períodos (exceto mata vs coqueiro no período chuvoso) pode ser explicada em parte pelo peneiramento do solo e conseqüente remoção da serrapilheira, onde se acumula boa parte do carbono, e pela alta atividade dos microrganismos dado que a enzima desidrogenase apresentou os maiores valores para a área de mata nos dois períodos. O  $qMIC$  apresentou seus maiores valores na mata, indicando que grande quantidade de

carbono orgânico é imobilizado na biomassa microbiana (MERCANTE *et al.*, 2008), restando assim pouco deste como matéria orgânica no solo. Tal resultado também pode estar associado a uma maior taxa de mineralização da matéria orgânica pelos microrganismos da mata, em comparação às áreas cultivadas. Ainda segundo Stevenson (1982), a diminuição do teor de matéria orgânica no solo não se deve unicamente à redução da quantidade de resíduos adicionados, mas também ao aumento da atividade microbiana, causada por melhores condições de aeração, temperaturas mais elevadas e alternâncias mais freqüentes de umedecimento e secagem do solo o que pode ter ocorrido na mata.

Vários trabalhos apontam para maiores teores de carbono orgânico em área de mata, o contrário do observado neste estudo. Sampaio, Araújo e Santos (2008) e Silva *et al.* (2009) constataram maior teor de carbono orgânico em áreas com vegetação natural, em relação ao solo de sistemas de cultivo com frutíferas ou essências florestais. O maior teor de carbono orgânico do solo de mata também foi constatado por Alcântara *et al.* (2007), em relação a áreas de cultivo orgânico, e por Jakelaitis *et al.* (2008), em relação a áreas de pastagem.

Na área ocupada com cajueiros A ocorreram poucas diferenças nos teores de carbono orgânico para os dois períodos (chuvoso e seco) (Tabela 8, Figura 2A) devido ao pequeno aporte de matéria orgânica resultante da reduzida queda de folhas de cajueiros com idade de 5 a 6 anos (Tabela 4). Nas demais áreas cultivadas as frutíferas eram mais velhas e apresentavam mais vegetação espontânea (gramíneas e herbáceas) nas áreas amostradas. Ademais, as áreas com coqueiros e gravioleiras eram irrigadas, o que promovia um ambiente relativamente constante de umidade e temperatura concordando com observações feitas por Resck, Pereira e Silva (1991) que afirmaram que as flutuações de precipitação entre os períodos de seca e chuva influenciaram na quantidade e na permanência de matéria orgânica no solo.

Outro fator analisado foi o CBM que representa um dos compartimentos do ciclo de carbono no solo, e, de acordo com as condições edafoclimáticas dos ecossistemas e da composição dos resíduos vegetais existentes e depositados sobre a superfície do solo, pode funcionar como compartimento de reserva, dreno ou como um catalisador na decomposição da matéria orgânica (PAUL E CLARK, 1989). A biomassa está relacionada à densidade microbiana do solo, podendo compreender tanto as comunidades de microrganismos cultiváveis como não-cultiváveis.

Ao contrário do observado por Pereira (2000) e Silveira (2004), no presente estudo constataram-se densidades de microrganismos similares nas áreas cultivadas e de mata no período chuvoso (Figura 2B), sendo somente significativos os contrastes apresentados pela área com cajueiros B em relação às demais áreas, visto que os teores de CBM apresentados por esta área foram bastante elevados. O tempo de instalação desta cultura associado à adição de adubo pode ter ocasionado uma elevada densidade de microrganismos nesta área. Já no período seco a área de gravioleira, juntamente com a área de mata apresentaram os maiores teores de CBM (Figura 2B), como esperado para a área de mata, (Figura 2B) e diferiram das áreas com cajueiros A e B e coqueiros (Tabela 8). Os resultados apresentados pela área com gravioleiras concordam com os valores encontrados para a contagem de microrganismos onde a mesma apresentou as maiores populações, dado que sua serapilheira era expressiva e seu sistema radicular era denso.

O manejo do solo sob a copa das frutíferas e as adubações podem ter influenciado a biomassa microbiana, sendo que na mata não houve qualquer interferência com agroquímicos e a fertilidade do solo era baixa (Tabela 6). Segundo Cattelan e Vidor (1990), os adubos orgânicos ou minerais contribuem para o crescimento da microbiota no solo, pela disponibilidade de nutrientes às células microbianas.

O carbono orgânico e a biomassa microbiana juntamente com a respiração basal, podem dar indicação de que os solos agrícolas podem atuar como dreno ou fonte de gases de efeito estufa, dependendo do sistema de manejo a que forem submetidos (IPCC, 2001). Para tanto, também foram quantificadas as emissões de CO<sub>2</sub> pelos solos, apresentando estas um padrão de variação temporal semelhante entre as áreas avaliadas, aumentando do período chuvoso para o seco, confirmando que houve uma influência da sazonalidade. As variações entre os períodos chuvoso e seco também foram observadas por Mercante *et al.* (2008) ao estudar solos sob cultivo e na área de cerradão (mata). Segundo Balota *et al.* (1998) há na literatura variações nos valores da respiração edáfica em razão do tipo de solo, do clima e das condições analíticas.

Para a respiração do solo, todas as amostras analisadas no período chuvoso mostraram-se uniformes (Tabela 8 e Figura 2C). Entretanto, neste período, o solo da área com cajueiros B estava acima da capacidade de campo, indicando alta umidade (Tabela 7), o que pode ter contribuído para uma menor taxa de respiração basal, embora essa não diferisse significativamente das demais áreas. A idade apresentada pelo

cajueiro B também pode ter influenciado a baixa taxa respiratória, pois segundo Balota *et al.* (1998) esta pode ser um indicativo de ecossistemas mais estáveis.

Os maiores valores da respiração basal observados no período seco indicam que a temperatura influenciou positivamente tal característica, sugerindo que os microrganismos precisam utilizar mais CO<sub>2</sub> para a manutenção de suas atividades. Segundo Almeida *et al.* (2008) a respiração basal é dependente do manejo do solo, da cobertura vegetal e conseqüentemente da umidade, da temperatura e da aeração. Esses mesmos autores encontraram valores similares aos aqui demonstrados no que diz respeito a quantidade de CO<sub>2</sub> emitido pelo solo.

As emissões de CO<sub>2</sub> pelos solos coletados no período chuvoso foram aproximadamente 2,15 vezes menores do que as observadas no período seco (Figura 2C). A ocorrência de chuvas em excesso nos meses anteriores e no próprio mês de abril podem ter provocado redução da atividade microbiana do solo, em conseqüência da diminuição da concentração de O<sub>2</sub> no solo dada a condição de anaerobiose formada por solos encharcados.

Dado que a respiração foi uniforme dentro do mesmo período, as diferenças do período chuvoso para o  $q\text{CO}_2$  corresponderam a área com cajueiros B com relação as demais áreas, exceto com a mata, visto que a umidade era alta (baixa respiração) e que o CBM apresentou os maiores índices. Já, no período seco os valores de  $q\text{CO}_2$  do solo para a área com cajueiros B foram mais próximas as observadas nas demais áreas, indicando este uma maior uniformidade com as demais culturas. Entretanto as áreas com cajueiro A e coqueiros apresentaram mais diferenças em relação as demais áreas, com um alto  $q\text{CO}_2$ , uma vez que estas mesmas áreas apresentaram os menores valores para a biomassa microbiana. (Figura 3A).

Segundo Insam & Domsch (1988) e Insam e Haselwandter (1989) o  $q\text{CO}_2$  diminui com o tempo de instalação de uma cultura e na medida que a idade do solo aumenta. Assim, observando-se a área com cajueiros B houve um grande decréscimo em relação a mata, sendo este contraste correspondente a  $p = 0,09$  no período chuvoso. Porém, no período seco foram verificados os maiores valores pra as áreas ocupadas com cajueiros A e coqueiros, apresentando estas diferenças significativas entre os contrastes com as demais áreas (Tabela 9) levando a sugerir alto requerimento energético da população microbiana do solo nessas culturas.

Segundo Wardle (1992) os valores de CBM nem sempre se relacionam com o carbono orgânico do solo. Este fato levou a criação de quociente que relaciona os dois



fatores ( $q_{MIC}$ ), possibilitando assim a existência de um índice de dinâmica e utilização da matéria orgânica do solo pelos microrganismos. Segundo Jenkinson e Ladd (1981) o CBM, em condições normais, representa de 1% a 4% do CO do solo e valores superiores a 1% indicam possíveis acréscimos de carbono ao longo do tempo. Tal informação permite dizer que houve possivelmente acréscimo de carbono em todas as áreas estudadas, porém em proporções diferentes.

Anderson e Domsch (1989) associaram um maior  $q_{MIC}$  a uma maior taxa de ciclagem de nutrientes e, portanto, a um menor acúmulo de CO, tal como observado na mata em ambos os períodos analisados e na área de cajueiro B, no período chuvoso. Hart, August e West (1989) e Marchiori Júnior e Melo (2000) relacionaram o maior  $q_{MIC}$  com a taxa de conversão do CO do solo em CBM, indicando que a matéria orgânica muito ativa é sujeita a transformações, fato este que geralmente ocorre quando a biomassa está sujeita a algum fator de estresse. Tais condições poderiam ser constituídas por alterações climáticas ou na estrutura do solo, por falta ou excesso de água, por temperaturas elevadas ou mesmo por falta de nutrientes.

Entre os períodos, somente a área de mata não diferiu no  $q_{MIC}$  comparada as demais culturas, Anderson e Domsch (1989) relataram que a constância do  $q_{MIC}$  num sistema ecológico indica equilíbrio e estabilidade do sistema, diante das modificações ambientais. Nas demais áreas o  $q_{MIC}$  foi menor em relação a mata (Figura 3B), o que reflete as alterações de constituintes químicos e pH do solo. Ao contrário do encontrado no presente estudo, Jakelaitis *et al.* (2008) observou menor utilização de carbono pela microbiota do solo em área de mata devido aos menores valores de  $q_{MIC}$  por ele encontrados.

### 5.3 Microrganismos do solo

As populações de bactérias, fungos e actinomicetos do solo variaram de forma semelhante apresentando o período seco as maiores populações de microrganismos (Figura 4), porém nem todas estas diferenças foram significativas (Tabela 10). A mata indicou menores populações de microrganismos quando comparada com as áreas cultivadas (Figura 4), porém da mesma forma nem todas as diferenças foram significativas (Tabela 10). Na mata foram detectados os menores valores de pH (5,7) e nutrientes em ambos os períodos, perante as demais culturas, isto influenciou a redução na quantidade de bactérias e actinomicetos na mata. Nas áreas cultivadas os

maiores teores de nutrientes disponíveis também podem ter favorecido o crescimento dos microrganismos, dado a necessidade que os mesmos têm para se desenvolver. Para tentar esclarecer este quadro pode-se utilizar a hipótese de seleção de indivíduos pelo ambiente (modelo  $r/K$ ) lançada por MacArthur e Wilson (1967) para a dinâmica populacional de qualquer organismo e aplicada a microrganismos do solo por Langer, Böhme e Böhme (2004), Golovlev (2001) e Varma *et al.* (2006), ressaltando contudo que este conceito é relativamente simples podendo ajudar a fazer sentido em determinadas situações visto que o mesmo não se encaixa a todas as situações, recebendo por isso algumas críticas. Neste modelo leva-se em consideração que um organismo despende uma quantidade limitada de energia para viver e depende de uma quantidade disponível de recurso para consumir. Assim, indivíduos conhecidos como  $r$  estrategistas investem boa parte de sua energia na reprodução em larga escala, ou seja, apresentam uma rápida taxa de crescimento onde utilizam a demanda de nutrientes que o ambiente oferece, porém geralmente estes usam nutrientes de fácil acesso e degradação. Já os organismos conhecidos como  $K$  estrategistas investem mais energia na sobrevivência do que na reprodução, suas células são maiores e vivem geralmente em ambientes onde há intensa competição por tem uma taxa de crescimento moderada e utilizam o recurso também de forma moderada. Ambas as estratégias tem vantagens e desvantagens, podendo perfeitamente ser aplicadas aos microrganismos. Podemos então associar estas estratégias aos resultados encontrados na mata e nas áreas cultivadas, visto que a quantidade de microrganismos na mata foi menor, porém com uma alta atividade metabólica enquanto que nas áreas cultivadas e com irrigação a quantidade de microrganismos foi bem superior, porém com pouca atividade (enzima desidrogenase, Figura 6A).

Dentre as áreas cultivadas, especial atenção deve ser voltada a área de cajueiro A que apresentou valores de microrganismos mais próximos a mata em período seco (Figura 4) e que também se mostrou similar nos resultados da quantificação de enzimas (Figura 6), principalmente a desidrogenase. Isto se deve às condições adversas as quais a área é submetida, como a falta de irrigação no período seco e o menor tempo de instalação (5-6 anos), o que a caracteriza mais próximo da mata somente no período seco (Figura 5A e 8B).

Na mata observou-se a maior diversidade cultural de colônias de bactérias e fungos durante a contagem dos microrganismos, o que já era esperado, e pode estar relacionado à diversidade de espécies de plantas nativas da área já que para Vargas e

Scholles (2000), a diversidade vegetal altera a composição da comunidade microbiana, estimulando a biodiversidade. Contudo, apesar da grande diversidade, a área de mata juntamente com a área com cajueiros A apresentou populações mais baixas de bactérias em ambos os períodos em relação as demais áreas cultivadas, provavelmente na mata por estar correlacionada com o baixo pH e a pouca quantidade de carbono orgânico do solo sob a mata. Segundo Vargas e Scholles (2000) áreas com presença de espécies vegetais exercem grande influência sobre os microorganismos e sobre a quantidade de carbono devido ao acúmulo de matéria orgânica favorecendo o crescimento e atividade microbiana na camada superficial do solo, dado que na mata a quantidade de carbono orgânico foi baixa.

Melz e Tiago (2009) avaliaram a densidade de bactérias, fungos e actinomicetos de amostras de solo no Parque Ilto Ferreira Coutinho em Tangará da Serra, MT e observaram valores superiores de bactérias e fungos para o período chuvoso em relação ao seco. No presente estudo observaram-se populações mais baixas de bactérias, porém similares as de fungos, em relação às densidades observadas nas áreas de Tangará da Serra.

As altas populações de bactérias na área com gravioleiras tanto no período seco como chuvoso (Figura 4A) podem ser explicadas pela formação de serapilheira sob as copas, em consequência da queda intensa de folhas e a do denso sistema radicular apresentado pela mesma, observado em trincheira. De acordo com Colozzi Filho, Balota e Andrade (1999), as raízes são fonte de carbono no solo e estimulam a atividade microbiana.

Já a contagem de fungos apresentou poucos contrastes com diferenças significativas, dada atenção especial somente para as diferenças entre a área de cajueiro B em relação a mata em ambos os períodos, bem como para a área de cajueiro B quando comparado o período chuvoso e seco (Tabela 10) em virtude provavelmente do maior tempo de instalação da cultura de cajueiro B. As quase inexistência de contrastes entre os períodos para a contagem de fungos indica que os mesmos são menos susceptíveis as variações ambientais do que as bactérias e actinomicetos.

Com relação aos actinomicetos, vale ressaltar que segundo Madigan *et al.*, (2004) os mesmos requerem, para o seu crescimento, menores teores de água, comparado a várias outras bactérias do solo, fato que pode explicar a maior quantidade de actinomicetos encontrados no período seco para quase todas as áreas (Tabela 10).

Assim os resultados do presente estudo estão de acordo com Melz e Tiago (2006) e Pereira (2000) que encontraram maiores populações de actinomicetos no período seco.

#### **5.4 Análises enzimáticas**

De acordo com Bandick e Dick (1999), as enzimas do solo têm se mostrado como potencial indicador da qualidade do solo, em decorrência de sua ligação com a atividade biológica e sua sensibilidade perante as mudanças de manejo de solo. No presente estudo, a atividade das enzimas desidrogenase, fosfatase ácida e urease diferiram entre as áreas e os períodos avaliados, reforçando a idéia de que a sazonalidade altera as condições microbiológicas e enzimáticas do solo. As enzimas fosfatase ácida e urease indicaram comportamentos semelhantes com maior atividade nas áreas cultivadas e menor atividade na área de mata. Entretanto, a enzima desidrogenase indicou atividade inversa as duas primeiras apresentando maior atividade na mata e menor atividade nas áreas cultivadas.

Visser e Parkinson (1992) sugeriram a análise da atividade da desidrogenase como indicadora do estado metabólico da biomassa, dado a sua relação direta com a atividade de oxidação da matéria orgânica, tendo em vista que essas enzimas só ocorrem em células vivas. Como esperado, a área de mata indicou a maior atividade da enzima desidrogenase, tanto no período chuvoso como seco (Figura 6A), indicando assim que áreas de mata possuem uma maior atividade metabólica proveniente dos microrganismos. A área de cajueiro A apresentou em ambos os períodos valores mais próximos aos da área de mata, sendo também indicativo de que áreas recentemente perturbadas e em condições de estresse hídrico (por falta de irrigação), com temperaturas elevadas e deficiência de nutrientes também apresentam altas taxas metabólicas provenientes dos microrganismos. Os valores mais baixos para a desidrogenase nas demais culturas indicam que os microrganismos presentes nas mesmas não precisam investir tanta energia para manter-se, dado que existe irrigação para manter os níveis de água e amenizar a temperatura e adubação fornecendo nutrientes prontamente disponíveis e facilmente degradáveis.

Quando comparadas as áreas observou-se que entre os períodos, o seco apresentou os maiores valores da desidrogenase para todas as culturas, não sendo diferente apenas para as áreas de gravioleira e cajueiro B (Tabela 11). O aumento da

temperatura média e a menor disponibilidade de nutrientes são fatores que levam os microrganismos a aumentarem a sua atividade metabólica.

As diferenças significativas encontradas em quase todos os contrastes nos dois períodos (Tabela 11) mostram que esta enzima representa de forma bastante específica, sem muitas variações, o estado metabólico de cada solo. Os valores encontrados para a mata nativa no período seco são duas vezes menores do que os observados por Oliveira (2007) também estudando uma área de mata, contudo o autor não apresenta o período da condução das coletas e análises.

Autores como Quilchano e Maranón (2002) e Ralte *et al.* (2005) tem demonstrado que o aumento da atividade da desidrogenase durante as diferentes estações do ano tem sido relacionados ao aumento no conteúdo de umidade do solo e ao crescimento da população microbiana, dados estes que não se relacionam com os resultados encontrados nesta pesquisa onde os maiores valores para a desidrogenase se encontraram no período seco e em área onde havia a menor quantidade de microrganismos. Segundo Cattelan, Torres e Spoladori (1997), a diversidade vegetal é importante para a manutenção e o aumento da diversidade do solo, como observado na mata, fazendo com que o solo seja biologicamente mais ativo.

Outra enzima de importância ecológica e também utilizada como indicadora das condições do solo é a fosfatase. Esta enzima é de fundamental importância no ciclo do fósforo, atuando na sua mineralização, transformando fósforo orgânico em inorgânico, disponibilizando-o assim para as plantas.

Para a fosfatase, no período chuvoso, a maior atividade foi verificada nas áreas cultivadas, exceto na área com cajueiros A, em comparação com a área de mata (Tabela 11). Segundo Moreira e Siqueira (2002) a atividade da enzima fosfatase é aumentada quando existe a escassez de fósforo no ambiente o que ocorreu no período chuvoso, visto que a adubação se realizou 3 dias antes da coleta, não havendo tempo hábil para que os microrganismos aumentassem a quantidade desta enzima no solo, isto indica também que a enzima é mais ativa em sistemas onde existem culturas, dado que as plantas acabam por utilizar o fósforo mineralizado. Segundo Raij *et al.* (1996) apenas de 5% a 20% do fósforo aplicado é absorvido pelas plantas em decorrência do fenômeno de fixação que ocorre no solo e só é possível mediante transformação do substrato por meio das fosfatases. No período seco os maiores valores foram encontrados nas áreas com coqueiros e gravioleiras (Figura 6B), que eram irrigadas, levando a crer que a umidade também está relacionada com a atividade desta enzima.

As outras duas áreas cultivadas e não irrigadas apresentaram os menores valores, e a mata valores intermediários entre as áreas irrigadas e não irrigadas. Outro fato que corrobora a hipótese de que a atividade desta enzima está relacionada à umidade é que não somente entre as culturas no mesmo período foram encontradas diferenças (Tabela 11), mas também entre os períodos, ocorrendo no seco a menor atividade. Esta menor atividade encontrada no período seco também deve estar relacionada a deposição de fósforo via adubo, já que neste período os microrganismos teriam suas enzimas suprimidas pela presença do substrato mineral em abundância. Os contrastes entre períodos apresentaram diferença significativa para todas as áreas, exceto para a área com gravioleiras.

Almeida *et al.* (2008) também encontraram valores mais elevados para a fosfatase no período chuvoso e entre as áreas de estudo a que possuía a vegetação nativa também apresentou a menor atividade para a fosfatase. Da mesma forma Jakelaitis *et al.* (2008), observaram que os maiores valores para a enzima fosfatase também não ocorreram em área de mata. Os dados obtidos corroboram com tais observações feitas pelos autores, onde a mata apresentou valores intermediário entre as culturas.

A enzima urease, tão importante quanto a fosfatase, também é bastante utilizada em estudos de manejo e conservação do solo, pois está envolvida no ciclo do nitrogênio que possui uma relevante importância agrícola, econômica e ecológica, sendo sua principal característica a interação entre a atividade de organismos autotróficos e heterotróficos (Camargo *et al.*, 1999) como fixadores de nitrogênio e microrganismos ureolíticos. A quantificação da enzima urease pode fornecer uma indicação do potencial do solo em converter o nitrogênio orgânico em mineral através do processo de amonificação onde a uréia se transformará com o auxílio da urease em amônio que, por sua vez, terá vários destinos, de acordo com as condições ambientais (VICTORIA; PICCOLO; VARGAS, 1992).

A adubação das áreas foi realizada no dia 28 de abril, 3 dias antes da coleta das amostras no período chuvoso, este fato pode ter ocasionado a uniformidade da atividade da enzima neste mesmo período para as áreas com coqueiros, gravioleiras e cajueiros B, contudo a mata e a área com cajueiros A apresentaram os menores índices (Figura 6C) mostrando que estas áreas possuem uma menor oferta de substratos potencialmente mineralizáveis, o que estaria de acordo com as observações feitas por Bandick e Dick (1999). No período seco a mata e o cajueiro A também apresentaram os índices mais baixos para a urease, porém desta vez acompanhados da área de cajueiro B.

Os valores apresentados para o período seco são superiores ao período chuvoso (Figura 6C) o que pode sugerir que a oferta de substrato, a umidade e a sazonalidade podem estar relacionadas à atividade desta enzima. O aumento da atividade desta enzima no período seco talvez esteja ligado disponibilidade deste nutriente, visto que no período chuvoso não houve tempo hábil para os microrganismos produzirem a enzima, dada a disponibilidade do substrato. Segundo Camargo *et al.* (1999), a quantidade de nitrogênio mineralizado em um determinado período depende de fatores como temperatura, umidade, aeração, quantidade e natureza do material orgânico presente. Assim, algum ou alguns desses fatores devem ter influenciado a atividade dos microrganismos ureolíticos nesse período.

Barreto e Westerman (1989) evidenciaram aumento da atividade da urease no solo sob plantio direto de aveia em relação a solo sob plantio convencional após 4 anos consecutivos, comprovando que o tempo de aplicação dos resíduos influenciou na atividade da urease, o que pode ter ocorrido no presente estudo dado que as áreas onde a atividade foi maior já possuem mais de 10 anos.

Segundo Lloyd e Sheaffe (1973) a uréia pode ser hidrolisada por actinomicetos, bactérias e fungos, sendo as bactérias o grupo mais importante. Esta afirmação é correspondida pelos dados encontrados para microrganismos onde houve maior contagem dos mesmos no período seco em relação ao chuvoso. Entretanto, segundo Santos e Monteiro (1994) a percentual de bactérias ureolíticas no solo permanece sempre constante, variando apenas a população total. Desse modo, a atividade da urease, no solo, pode estar associada com o tamanho da população e as condições nutricionais as quais as mesmas estão submetidas.

Corroborando com os dados obtidos, Longo e Melo (2005) verificaram que a urease variou com o período de amostragem. Valores similares para a urease no período seco foram encontrados por Carneiro *et al.* (2008) em um estudo realizado em fevereiro, comparando o cerrado com áreas cultivadas em relação a dois tipos de solos (Neossolo Quatzarênico e Latossolo Vermelho). Carvalho (2005), em contrapartida, não verificou diferenças estatísticas quando a sazonalidade foi avaliada, sendo os valores encontrados por ele similares aos do período seco, porém no mesmo estudo encontraram-se diferenças entre os ecossistemas avaliados o que condiz com os resultados encontrados.

Maiores valores de uréase no período seco também foram verificados por Facci (2008), porém estes foram muito mais elevados no verão ( $5400 \mu\text{g NH}_4 \text{g}^{-1} \text{ solo} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$ ) em comparação ao inverno ( $900 \mu\text{g NH}_4 \text{g}^{-1} \text{ solo} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$ ).

### 5.5 Similaridade entre as áreas

Com relação à microbiota foi verificado no período chuvoso que a mata apresenta a menor similaridade com as demais áreas (Figura 5A), encontrando-se mais distante das demais culturas, comprovando que a microbiota da mesma é diferenciada e em virtude da não alteração das condições ambientais as quais estão submetidos os microrganismos. No período seco a divergência da mata das demais áreas também foi verificada, porém a área de cajueiro A mostrou maior similaridade com a mesma formando as duas um grupo isolado (Figura 5B) provavelmente por serem metabolicamente mais ativas como demonstrado na análise de agrupamento da atividade enzimática, onde tanto no período chuvoso como no período seco foi verificado este mesmo agrupamento (Figura 7A e 10B). O grupo formado pelas outras três áreas indicou tanto para os microrganismos como para as enzimas que as áreas mais antigas tendem a se assemelhar, pois com o tempo a estabilidade do ambiente aos poucos é retomada.

Da mesma forma, Silveira, Melloni e Pereira (2004) construíram dendrogramas de similaridade de acordo com os valores obtidos pelos atributos avaliados *in situ* nas áreas, pelos atributos microbiológicos (número total de fungos, bactérias, solubilizadores de fosfato) e bioquímicos (atividade e biomassa microbianas) de amostras do solo de áreas naturais e revegetadas, conseguindo assim demonstrar com maior clareza as diferenças apresentadas entre a área com vegetação natural e as demais áreas e a similaridade entre as áreas estudadas e ainda os subgrupos por elas formados. Mendes, Melloni e Melloni (2006) também demonstrou, com o auxílio de dendrogramas, a similaridade de diferentes áreas naturais (sem interferência antrópica recente) e a divergência que esta apresentava das áreas em recuperação (com variações no estado de revegetação) avaliando diferentes profundidades (0-10 cm e 10-20 cm), de acordo com os atributos físicos: crescimento radicular, densidade de partículas, densidade do solo, diâmetro médio ponderado, diâmetro médio geométrico, volume total de poros e índice de floculação.



Jakelaitis *et al.* (2008) elaboraram um dendrograma de agrupamento (*Single Linkage*) de cinco ambientes a partir da matriz de distâncias Euclidianas médias, obtidas de dezoito variáveis tanto microbiológicas como bioquímicas e químicas selecionadas para a profundidade de 0 a 10 cm. Os ambientes estudados foram uma área de mata, uma pastagem formada pelo consórcio de milho com *Brachiaria brizantha*, uma pastagem de *Brachiaria brizantha*, uma área cultivada com milho em plantio direto e uma pastagem de *Brachiaria brizantha* formada após rotação pastagem-soja-pastagem. Os mesmos autores encontraram uma organização similar aos dados obtidos quando avaliados os parâmetros microbiológicos no período chuvoso com a mata compreendida no grupo das demais áreas porém apresentando a menor semelhança.

## CONCLUSÕES

1. A sazonalidade influenciou os parâmetros microbiológicos e enzimáticos avaliados
2. O manejo adotado nas áreas sob cultivo altera a atividade da microbiota do solo.
3. Os quocientes metabólico e microbiano são importantes para conferir relações que não podem ser detectadas com análises isoladas.
4. Análises isoladas não conferem um bom indicador da qualidade do solo.
5. O cultivo de microrganismos do solo reflete as condições microbiológicas no que diz respeito à diversidade e abundância.
6. As enzimas são boas indicadoras das condições metabólicas do solo, sendo as mesmas bastante específicas.

## REFERÊNCIAS

- AGNELLI, A.; UGOLINI, F. C.; CORTI, G.; PIETRAMELLARA, G. Microbial biomass C and basal respiration of fine earth and highly altered rock fragments of two Forest soil. **Soil Biology & Biochemistry**, Elmsford, v. 33, p. 613-620, 2001.
- ALCANTARA, R. M. C.; ARAÚJO, A. M. S.; LIMA, A. A.; HAIM, P. Avaliação da biomassa microbiana do solo em sistemas orgânicos. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2, n. 2, p. 991-994, 2007.
- ALEF, K. Soil respiration. In: ALEF, K.; NANNIPIERI, P. (Eds.). **Methods in applied soil microbiology and biochemistry**. San Diego: Academic Press, 1995. p. 215-216.
- ALMEIDA, M. C.; TRINDADE, A. V.; MAIA, I. C. S.; MARQUES, M. C. Influências dos diferentes sistemas de manejo no comportamento da microbiota do solo em áreas sob cultivo de mamão na região de Cruz das Almas, BA. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 8, n. 1, p. 67-75, 2008.
- ANDERSON, J. P. E.; DOMSCH, K. H. A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 10, p. 215-221, 1978.
- ANDERSON, J. P. E.; DOMSCH, K. H. Ratios of microbial biomass carbon to total organic carbon in arable soils. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 21, n. 4, p. 471- 479, 1989.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Carbon assimilation and microbial activity in soil. **Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde**, Berlin, v. 149, p. 457-468, 1986.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Application of eco-physiological quotients (qCO<sub>2</sub> and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 22, n. 9, p. 251-255. 1990.
- ANGERS, D. A.; BISSONNETTE, N.; LÉGÈRE, A.; SAMSON, N. Microbial and biochemical changes induced by rotation and tillage in a soil under barley production. **Canadian Journal of Soil Science**, Ottawa, v. 73, p. 39-50, 1993.
- AOYAMA, H.; SILVA, T. M. A.; MIRANDA, M. A.; FERREIRA, C. V. Protein tyrosine phosphatases: properties and biological functions. **Química Nova**, São Paulo, v. 26, n. 6, p. 896- 900, 2003.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. **Committee on microbiological methods for foods. Compendium of methods for the microbiological examination of foods**. Washington: American Public Health Association, 1992. 701p.
- ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 23, n. 3, p. 66-75, July./Sept. 2007.

AVIDANO, L.; GAMALERO, E.; COSSA, G. P.; CARRARO, E. Characterization of soil health in an Italian polluted site by using microorganisms as bioindicators. **Applied Soil Ecology**, v. 30, n. 1, p. 21-33, 2005.

BALOTA, E. L.; COLOZZI-FILHO, A.; ANDRADE, D. S.; HUNGRIA, M. Biomassa microbiana e sua atividade em solos sob diferentes sistemas de preparo e sucessão de culturas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, p. 641-649. 1998.

BANDICK, A. K.; DICK, R. P. Field management effects on soil enzymes activities. **Soil Biology & Biochemistry**, Elmsford, v. 31, n. 11, p. 1471-1479, 1999.

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

BAUHUS, J.; PARÉ, D.; COTÉ, L. Effects of tree species, stand age and soil type on soil microbial biomass and its activity in a southern boreal forest. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 30, p. 1077-1089, 1998.

BOMO, A. M.; STEVIK, T. K.; HOVI, I.; HANSSSEN, J. F. Bacterial removal and protozoan grazing in biological sand filters. **Journal of Environmental Quality**, v. 33, p. 1041-1047, 2004.

BREJDA, J. J.; MOORMAN, T. B.; SMITH, J. L.; KARLEN, D. L.; ALLAN, D. L.; DAO, T. H. Distribution and variability of surface soil properties at a regional scale. **Soil Science Society of America Journal**, v. 64, n. 3, p. 974-982, mai 2000.

BRINK, N. Ecological studies in biological filters. **International Review of Hydrobiology**, v. 52, p. 51-122, 1969.

BROOKES, P. C. The use of microbial parameters in soil pollution by heavy metals. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 19, n. 4, p. 269-279, Mar. 1995.

BROUGHTON, L. C.; GROSS, K. L. 2000. Patterns of diversity in plant and soil microbial communities along a productivity gradient in a Michigan old-field. **Oecologia**, v. 125, n. 3, p. 420-427, nov. 2000.

BRZEZINSKA, M.; STEPNIEWSKA, Z.; STEPNIEWSKI, W. Soil oxygen status and dehydrogenase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 30, n. 13, p. 1783-1790, nov. 1998.

BUOL, S. Sustainability of soil use. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 26, p. 25-44. 1995.

CALLAWAY, W. T.; CARROLL, W. R.; LONG, S. K. Heterotrophic bacteria encountered in intermittent sand filtration of sewage. **Sewage and Industrial Wastes**, v. 24, p. 642-653, 1952.

CAMARGO, A. F. O.; GIANELLO, C.; TEDESCO, M. J.; VIDOR, C. Nitrogênio orgânico do solo. In: SANTOS, G. A.; CAMARGO, F. A. O. **Fundamentos da**

**matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais.** Porto Alegre: Gênese. p. 117-137, 1999.

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

CARTER, M. R. Microbial biomass as an index for tillage-induced changes in soil biological properties. **Soil and Tillage Research**, v. 7, p. 29-40, 1986.

CARVALHO, F. **Atributos bioquímicos como indicadores de qualidade de solo em florestas de *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. no Estado de São Paulo.** 2005. 79p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

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

CATTELAN, A. J.; TORRES, E.; SPOLADORI, C. L. Sistemas de preparo com a sucessação trigo/soja e os microrganismos do solo em Londrina. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 21, p. 303-311. 1997.

CATELLAN, A. J.; VIDOR, C. Flutuação na biomassa, atividade e população microbiana do solo, em função de variações ambientais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 14, p. 133-142, 1990.

CERRI, C. C.; ANDREUX, F.; EDUARDO, B. P. **O ciclo do carbono no solo.** In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P. (Coords). **Microbiologia do solo.** Campinas: SBCS, 1992. p. 73-90.

CHAPERON, S.; SAUVÉ, S. Toxicity interactions of cadmium, copper, and lead on soil urease and dehydrogenase activity in relation to chemical speciation. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 70, n. 1, p. 1-9, mai. 2008.

CHRISTENSEN, H.; GRIFFITHS, B.; CHRISTENSEN, S. Bacterial incorporation of tritiated-thymidine and populations of bacteriophagous fauna in the rhizosphere of wheat. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 24, n. 7, p. 703-709, 1992.

COLLIER, J. L.; BRAHAMSHA, B.; PALENIK, B. The marine cyanobacterium *Synechococcus sp.* WH7805 requires urease (urea amidohydrolase, EC 3.5.1.5) to utilize urea as a nitrogen source: molecular-genetic and biochemical analysis of the enzyme. **Microbiology**, v. 145, p. 447-459, fev. 1999.

COLOZZI FILHO, A.; BALOTA, E. L.; ANDRADE, D. S. Microrganismos e processos biológicos no sistema plantio direto. In: SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S.; LOPES, A. S.; GUILHERME, L. R. G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A. E.; CARVALHO, J. G. **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas: Soil fertility, soil biology, and plant nutrition interrelationships.** Viçosa: SBCS, Lavras: UFLA/DCS, 1999. p. 487 - 508.

COSTA, O. V. **Estoque de carbono e indicadores de qualidade de solo de tabuleiro sob pastagem no sul da Bahia**. 2005. 64 f. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas)-Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2005.

COSTA, F. S.; BAYER, C.; ZANATTA, J. A.; MIELNICZUK, J. Estoque de carbono orgânico no solo e emissões de dióxido de carbono influenciadas por sistemas de manejo no Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, p. 323-332, 2008.

DAVIS, A. J. Dung beetles as indicators of change in the forests of northern Borneo. **Journal of Applied Ecology**, v. 38, p. 593-616, 2001.

DENG S. P.; PARHAM J. A.; HATTEY J. A.; BABU D. Animal manure and anhydrous ammonia amendment alter microbial carbon use efficiency, microbial biomass, and activities of dehydrogenase and amidohydrolases in semiarid agroecosystems. **Applied Soil Ecology**, v. 33, n. 3, p. 258-268, out. 2006.

DENG, S. P.; TABATABAI, M. A. Effect of tillage and residue management on enzyme activities in soils: III. Phosphatases and arylsulfatase. **Biology and Fertility of Soils**, v. 24, n. 2, p. 141-146, fev. 1997.

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

DE-POLLI, H.; GUERRA, J. G. M. C, N e P na biomassa microbiana do solo. In: SANTOS, G. de A.; CAMARGO, F. A. de O. **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. Porto Alegre: Gênese, 1999. p. 389-412.

DORAN, J. W.; SAFLEY, M. Defining and assessing soil health and sustainable productivity. In: PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R. **Biological Indicators of Soil Health**. Wallingford, GB : CAB International, p. 1-28. 1997. 451p.

DUXBURY, J. M.; SMITH, M. S.; DORAN, J. W.; JORDAN, C.; SZOTT, L.; VANCE, E. Soil organic matter as a source and sink of plant nutrients. In: COLEMAN, D. C.; OADES, J. M.; UEHARA, G. (Eds.). **Dynamics of soil organic matter in tropical ecosystems**. Honolulu: University of Hawaii Press, 1989. p. 33-67.

ELLIOTT, E. T. The potential use of soil biotic activity as an indicator of productivity, sustainability and pollution. In: PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R.; GRACE, P. R. **Soil Biota: Management in Sustainable Farming Systems**. 1. ed. East Melbourne: CSIRO, Victoria, Australia. 1994.

FACCI, L. D. **Variáveis microbiológicas como indicadores da qualidade do solo sob diferentes usos**. 95 f. 2008. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) - Instituto Agronômico de Campinas, Fundação de Amparo À Pesquisa do Estado de São Paulo.

FERNANDES, S. A. P.; BETTIOL, W.; CERRI, C. C. Effect of sewage sludge on microbial biomass, basal respiration, metabolic quotient and soil enzymatic activity. **Applied Soil Ecology**, v. 30, n. 1, p. 65–77, set. 2005.

FERREIRA, A. S.; CAMARGO, F. A. O.; VIDOR, C. Utilização de microondas na avaliação da biomassa microbiana do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 23, p. 991-996, 1999.

FRIGHETTO, R. T. S.; VALARINI, P. J. **Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo**: manual técnico. Jaguariúna, São Paulo: Embrapa: FUNEP, 2000. 198 p.

GAMA-RODRIGUES, E. F. **Carbono e Nitrogênio da biomassa microbiana do solo e da serrapilheira de povoamentos de eucalipto**. 1997. 108f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Seropédica, 1997.

GARCIA, M. R. L.; NAHAS, E. Biomassa e atividades microbianas em solo sob pastagem com diferentes lotações de ovinos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 269-276, 2007.

GARG, S.; BAHL, G. S. Phosphorus availability to maize as influenced by organic manures and fertilizer P associated phosphatase activity in soils. **Bioresource Technology**, v. 99, n. 13, p. 5773- 5777, set. 2008.

GOLOVLEV, E. L. Ecological Strategy of Bacteria: Specific Nature of the Problem, **Microbiology**, v. 70, n. 4, p. 439-383, 2001.

HART, P. B. S.; AUGUST, J. A.; WEST, A. W. Long-term consequences of topsoil mining on select biological and physical characteristics of two New Zealand loessial soils under grazed pasture. **Land Degradation**, v. 1, p. 77-88, 1989.

HURLBERT, S. H. 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. **Ecol. Monogr.**, v. 54, p. 187-211

INSAM, H.; DOMSCH, K. H. Relationship between soil organic carbon and microbial biomass on chronosequences of reclamation sites. **Microbial Ecology**, v. 15, n. 2, p. 177-188, 1988.

INSAM, H.; HASELWANDTER, K. Metabolic quotient of the soil microflora in relation to plant succession. **Oecologia**, v. 79, n. 2, p. 171-178, mai. 1989.

INTERGOVERNMENTAL PANEL ON CLIMATE CHANGE – IPCC. **Climate change 2001: The scientific basis**. Cambridge, Cambridge University Press, 2001. 881p.

ISLAM, K. R.; WEIL, R. R. Microwave irradiation of soil for routine measurement of microbial biomass carbon. **Biology and Fertility of Soils**, v. 27, p. 408-416, 1998.

JENKINSON, D. S.; LADD, J. N. Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: PAUL, E. A.; LADD, J. N. **Soil Biochemistry**. New York: Marcel Dekker, 1981. p. 415-471.

JAKELAITIS, A.; SILVA, A. A.; SANTOS, J. B.; VIVIAN, R. Qualidade da camada superficial de solo sob mata, pastagens e áreas cultivadas. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 38, p. 118–127, 2008.

JENKINSON, D. S.; POWLSON, D. S. The effect of biocidal treatment on metabolism in soil. A method of measuring soil biomass. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 8, n. 3, p. 209-213, 1976.

JOHNSON, M. J.; LEE, K. Y.; SCOW, K. M. DNA fingerprint reveals links among agricultural crops, soil properties, and the composition of soil microbial communities. **Geoderma**, Amsterdam, v. 114, n. 3-4, p. 279-303, 2003.

KANDELER, E.; STEMMER, M.; KLIMANEK, E. Response of soil microbial biomass, urease and xylanase within particle size fractions to long-term soil management. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 31, n. 2, p. 261-273, fev. 1999.

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

KILLHAM, K. **Soil Ecology**, Cambridge, UK: Cambridge University Press. 1994.

KIM, K. Y.; JORDAN, D.; MCDONALD, G. A. Effect of phosphate-solubilizing bacteria and vesicular-arbuscular mycorrhizae on tomato growth and soil microbial activity. **Biology and Fertility of Soils**, v. 26, n. 2, p. 79-87, dez. 1998.

KITCHING, R. L.; ORR, A. G.; THALIB, L.; MITCHELL, H.; HOPKINS, M. S.; GRAHAM, A. W. Moth assemblages as indicators of environmental quality in remnants of upland Australian rain forest. **Journal of Applied Ecology**, v. 37, p. 284–297, 2000.

KLUMPP, A.; HINTEMANN, T.; LIMA, J. S.; KANDELER, E. Bioindication of air pollution effects near a copper smelter in Brazil using mango trees and soil microbiological properties. **Environmental Pollution**, v. 126, p. 313–321, 2003.

KÖPPEN, W.; GEIGER, R. **Klimate der Erde**. Gotha: Verlag Justus Perthes. 1928.

KOUNO, K.; WU, J.; BROOKS, P. C. Turnover of biomass C and P in soil following incorporation of glucose or ryegrass. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 34, n. 5, p. 617-622, 2002.

KRISTIANSEN, R. Sand-filter trenches for purification of septic tank effluent: II. The fate of nitrogen. **Journal of Environmental Quality**, v. 10, p. 358–361, 1981.

KUSTER, E.; WILLIAMS, S. T. Selection of media for isolation of estreptomycetes **Nature**, v. 202, p. 928 – 929. 1964.



LANGER, U.; BOHME, L.; BOHME, F. Classification of soil microorganisms based on soil properties: a critical view of some commonly used terms. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 167, p. 267–269. 2004

LEONARDO, H. C. L. **Indicadores de qualidade de solo e água para avaliação do uso sustentável da microbacia hidrográfica do Rio Passo Cue, Região Oeste do Estado do Paraná**. 2003. 121 f. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais com ênfase em Conservação de Recursos Florestais) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

LLOYD, A. B.; SHEAFFE, M. J. Urease activity in soils. **Plant and Soil**, The Hague, v. 39, p. 71-80, 1973.

LOGAN, T. J. Soils and environmental quality. In: SUMNER, M. E. **Handbook of Soil Science**. London: CRC Press, p. G155-G169. 2000. 2313p.

LONGO, R. M.; MELO, W. J. Hidrólise da uréia em latossolos: efeito da concentração de uréia, temperatura, pH, armazenamento e tempo de incubação. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 29, p. 651-657, 2005.

MacARTHUR, R.H.; WILSON, E.O. **The theory of island biogeography**. New Jersey: Princeton University Press, 1967.

MADIGAN, M. T.; MARTINKO, J. M.; PARKER, J. 2004. **Microbiologia de Brock**. Prentice Hall, São Paulo. 608pp.

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

MARTENS, D. A.; JOHANSON, J. B.; FRANKENBENGER, W. T. Production and persistence of soil enzymes with repeated additions of organic residues. **Soil Science**, v. 153, p. 53–61, jan. 1992.

MARTIN, J. P. Use of acid, rose bengal, and estreptomycin in the plate method for estimating soil fungi. **Soil Science Society of America Journal**, U.S.A. v. 69, p. 215–232. 1950.

MCALEECE, N.; LAMBSHEAD, P. J. D.; PATERSON, G. L. J.; GAGE, J. G. **Biodiversity professional**. Beta-Version. London, The Natural History Museum and the Scottish Association for Marine Sciences. 1997.

MCGEOCH, M. A.; CHOWN, S. L. Scaling up the value of bioindicators. **TREE**, v. 13, n. 2, p. 46-47, fev. 1998.

MELZ, E. M.; TIAGO, P. V. Propriedades físico-químicas e microbiológicas do solo de um Parque em Tangará da Serra, MT, uma área de transição entre Amazônia e Cerrado. **Acta Amazonica**, v. 39, p. 829-834, 2009.

- MENDES, I. C.; REIS JUNIOR, F. B. **Uso de parâmetros microbiológicos como indicadores para avaliar a qualidade do solo e a sustentabilidade dos agroecossistemas**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2004. 34 p. (Embrapa Cerrados. Documentos, 112).
- MENDES, F. G.; MELLONI, E. G. P.; MELLONI, R. Aplicação de atributos físicos do solo no estudo da qualidade de áreas impactadas, em Itajubá -MG. **Cerne**, Lavras, v. 12, n. 3, p. 211-220, 2006.
- MENDONÇA, E. S.; MATOS, E. S. **Matéria Orgânica do Solo: Métodos de Análises**. 1. ed. Ponte Nova: D&M Gráfica e Editora Ltda, 2005. v. 1. 107 p.
- MERCANTE, F. M.; SILVA, R. F.; FRANCELINO, C. S. F.; CAVALHEIRO, J. C. T.; OTSUBO, A. A. Biomassa microbiana, em um Argissolo Vermelho, em diferentes coberturas vegetais, em área cultivada com mandioca. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 30, n. 4, p. 479-485, 2008.
- MILLAR R. B.; ANDERSON M. J. Remedies for pseudoreplication. **Fisheries Research**, v. 70, p. 397-407. 2004.
- MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. (Ed.). **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. Lavras: Editora UFLA, 2002. p. 81-152.
- NIEMI, G. J.; MCDONALD, M. E. Application of ecological indicators. **Annual review of ecology, evolution, and systematic**, v. 35, p. 89-111, 2004.
- OLIVEIRA, F. R. A.; VALARINI, P. J.; POPPI, R. J. Indicadores de qualidade do solo em área de mata e cultivado com cana orgânica e convencional. In: V Congresso Brasileiro de Agroecologia, 2007, Guarapari. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2, 2007.
- PAGANO, M.; GAUVREAU, K. **Princípios de Bioestatística**. 2. ed., São Paulo: Thomson. 2004. 506 p.
- PANDEY, S.; SINGH, K. D. Soil dehydrogenase, phosphomonoesterase and arginine deaminase activities in an insecticide treated groundnut (*Arachis hypogaea* L.) field. **Chemosphere**, v. 63, n. 5, p. 869-880, mai. 2006.
- PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R. **Biological indicators of soil health: Synthesis**. Wallingford, New York: CAB International, p. 419-435, 1997.
- PANKHURST, C. E.; HAWKE, B. G.; MCDONALD, H. J.; KIRKBY, C. A.; BUCKERFIELD, J. C.; MICHELSEN, P.; O'BRIEN, K. A.; GUPTA, V. V. S. R., DOUBE, B. M. Evaluation of soil biological properties as potential bioindicators of soil health. **Australian Journal of Experimental Agriculture**, v. 35, n. 7, p. 1015-1028, 1995.
- PAUL, E.A.; CLARK, F.E. 1989. **Soil Microbiology and Biochemistry**. San Diego, Academic Press.

PELL, M.; NYBERG, F.; LJUNGGREN, H. Microbial numbers and activity during infiltration of septic-tank effluent in a subsurface sand filter. **Water Research**, v. 24, p. 1347–1354, 1990.

PEREIRA, J. C. 2000. **Interações entre as populações de actinomicetos e outros organismos na rizosfera**. Embrapa Agrobiologia, Seropédica. 15p. (Embrapa-CNPAD. Documentos, 118).

POWLSON, D. S.; BROOKES, P. C.; CHRISTESEN, B. T. Measurement of soil microbial biomass provide an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 19, n. 1, p. 159-164, 1987.

QUILCHANO, C.; MARANÓN, T. Dehydrogenase activity in Mediterranean forest soils. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 35, n. 2, p. 102-107, 2002.

RAIJ, B. V.; CANTARELA, H.; QUAGGIO, J. A.; FURLANI, A. M. C. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. 2.ed. Campinas: Instituto Agrônômico, 1996. (IAC. Boletim Técnico, 100).

RALTE, V.; PANDEY, H. N.; BARIK, S. K.; TRIPATHI, R. S.; PRABHU, S. D. Changes in microbial biomass and activity in relation to shifting cultivation and horticultural practices in subtropical evergreen forest ecosystem of north-east India. **Acta Oecologica**, Montrouge, v. 28, n. 2, p. 163-172, 2005.

RESCK, D. V. S.; PEREIRA, J.; SILVA, J. E. 1991. **Dinâmica da matéria orgânica na região dos Cerrados**. Embrapa-CPAC, Planaltina. 22p. (Embrapa-CPAC. Documentos, 36).

RICKLEFS, R. E. 2003. **A economia da natureza**. Rio de Janeiro, Ed. Guanabara Koogan, 501p.

SAMPAIO, D. B.; ARAÚJO, A. S. F.; SANTOS, V. B. Avaliação de indicadores biológicos de qualidade do solo sob sistemas de cultivo convencional e orgânico de frutas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 32, n. 2, p. 353-359, 2008.

SANTOS, T. M.; MONTEIRO, R. T. R. Número de microrganismos e atividade de urease na presença de aldicarbe e endosulfan no solo. **Scientia Agricola**, v. 15, p. 123-130, 1994.

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

SCHOUTEN, A. J.; BLOEM, J.; DIDDEN, W. A. M.; RUTGERS, M.; SIEPEL, H.; POSTHUMA, L.; BREURE, A. M. Development of a biological indicator for soil quality. **SETAC Globe**, v. 1, p. 30-32. jul./ ago. 2000.

- SEVERINO, L. S.; COSTA, F. X.; BELTRÃO, N. E. M.; LUCENA, M. A. Mineralização da torta de mamona, esterco bovino e bagaço de cana estimada pela respiração microbiana. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 5, n. 1, 2004.
- SILVA, F. C. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília: Embrapa, 1999. 370p.
- SILVA, C. A.; TORRES, E.; SOARES, R. *et al.*. Estoques de carbono e nitrogênio de Latossolo do Paraná sob diferentes sistemas de cultivo. In: ENCONTRO BRASILEIRO SOBRE SUBSTÂNCIAS HÚMICAS, 4., 2001, Viçosa, MG. **Anais...** Viçosa, 2001. p.68-70.
- SILVA, L. G.; MENDES, I. C.; REIS JUNIOR, F. B.; FERNANDES, M. F.; MELO, J. T.; KATO, E. Atributos físicos, químicos e biológicos de um Latossolo de cerrado em plantio de espécies florestais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, n. 6, June 2009.
- SILVEIRA, R. B.; MELLONI, R.; PEREIRA, E. G. Atributos microbiológicos e bioquímicos como indicadores da recuperação de áreas degradadas, no sul de Minas Gerais. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, v. 2, n. 2, p. 21-29, 2004.
- SINCLAIR, D. C. R.; SMITH, G. M.; BRUCE, A.; STAINES, H. J. Soil dehydrogenase activity adjacent to remedially treated timber, weathered in a physical field model. **International Biodeterioration and Biodegradation**, v. 39, n. 2-3, p. 207-216, 1997.
- SINGH, D. K.; KUMAR, S. Nitrate reductase, arginine deaminase, urease and dehydrogenase activities in natural soil (ridges with forest) and in cotton soil after acetamiprid treatments. **Chemosphere**, v. 71, n. 3, p. 412-418, mar. 2008.
- SINSABAUGH, R. L.; REYNOLDS, H.; LONG, T. M. Rapid assay for amidohydrolase (urease) activity in environmental samples. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 32, n. 14, p. 2095-2097, dez. 2000.
- SMIT, E.; LEEFLANG, P.; GOMMANS, S.; VAN DEN BROEK, J.; VAN, M. S.; WERNARS, K. 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**, Washington, v. 67, n. 5, p. 2284-2291, 2001.
- SOARES, F. M. Diagnóstico Geoambiental da Bacia do Litoral no Ceará. **Mercator**, v. 6, p. 107-166, 2007.
- SPARLING, G. P. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indicator of changes in soil organic matter. **Australian Journal of Soil Research**, v. 30, p. 195-207, 1992.
- STEPHAN, A.; MEYER, A.; SCHMID, B. Plant diversity affects culturable soil bacteria in experimental grassland communities. **Journal of Ecology**, v. 88, n. 6, p. 988-998, dez. 2000.

STÊPNIEWSKI, W.; STÊPNIEWSKA, Z.; GLIŃSKI, J.; BRZEZIŃSKA, M.; WLODARCZYK, T.; PRZYWARA, G.; VARALLYAY, G.; RAJKAI, K. Dehydrogenase activity of some hungarian soils as related to their water and aeration status. **International Agrophysics**, v. 14, n. 3, p. 341-354, 2000.

STEVENSON, F. J. **Humus chemistry**: genesis, composition, reactions. Wiley-Interscience, New York. 1982.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Assay of urease activity in soils. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 5, p. 479-487, 1972.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: WEAVER, R.W.; ANGLE, J.S.; BOTTOMLEY, P.S. **Methods of soil analysis**: microbiological and biochemical properties. Madison: Soil Science Society of America, 1994, p. 775-833.

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

TRASAR-CEPEDA, C.; LEROIS, C.; GIL-SOTRES, F.; SEOAE, S. Towards a biochemical quality index for soils. An expression relating several biological and biochemical properties. **Biology and Fertility of Soils**, v. 26, n. 2, p. 100-106, dez. 1998.

TRIPATHI, S.; CHAKRABORTY, A.; CHAKRABARTI, K.; KUMAR, B.; BANDYOPADHYAY, K. Enzyme activities and microbial biomass in coastal soils of India. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 39, n. 11, p. 2840-2848, nov. 2007.

USDA Natural Resources Conservation Service. **Indicators for Soil Quality Evaluation**. Abril 1996. Disponível em: <  
[http://soils.usda.gov/sqi/publications/files/sq\\_thr\\_2.pdf](http://soils.usda.gov/sqi/publications/files/sq_thr_2.pdf)>. Acessado em: 28 abr. 2008

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

VARMA, A.; ABBOTT, L.; WERNER, D. (Editors). **Plant surface microbiology**. 1st ed. Berlin: Springer, 2006. 664p.

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

VIEIRA, R. F. Microbiological parameters indicators of the effect of diuron on soil microflora. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 5, p. 897-902, mai. 1999.

VIKETOFT, M.; PALMBORG, C.; SOHLENIUS, B.; HUSS-DANELL, K.; BENGTTSSON, J. Plant species effects on soil nematode communities in experimental grasslands. **Applied Soil Ecology**, v. 30, n. 2, p. 90-103, out. 2005.

VISSER, S.; PARKINSON, D. Soil biological criteria as indicators of soil quality: soil microorganism. **American Journal of Alternative Agriculture**, Greenbelt, v. 7, n. 1, p. 33-37, 1992.

WARDLE, D. A. A comparative assessment of factors with influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. **Biology Review**, v. 67, p. 321-358, 1992.

WARDLE, D. A.; GHANI, A. A critique of the microbial metabolic quotient ( $qCO_2$ ) as a bioindicator of disturbance and ecosystem development. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 27, n. 12, p. 1601-1610, dez. 1995.

WINDING, A.; HUND-RINKE, K.; RUTGERS, M. The use of microorganisms in ecological soil classification and assessment concepts. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 62, n. 2, p. 230-248, out. 2005.

WOOMBS, M.; LAYBOURN-PARRY, J. Seasonal species composition, density and role of nematodes in activated-sludge effluent treatment works. **Water Research**, v. 21, p. 459-467, 1987.

ANEXO

Anexo 1 – Teores de carbono orgânico, carbono da biomassa microbiana e respiração basal do solo (0 a 10cm) com os respectivos desvios-padrão nas áreas estudadas nos períodos chuvoso e seco em Trairi.

ÁREAS	CARBONO ORGÂNICO <i>g C. kg<sup>-1</sup> solo</i>		CARBONO DA BIOMASSA <i>mg C. kg<sup>-1</sup> solo</i>		RESPIRAÇÃO BASAL <i>mgC-CO<sub>2</sub> . kg<sup>-1</sup> solo.h<sup>-1</sup></i>	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
CAJUEIRO A	19,90 ± 1,36 (+26,8 %)	24,33 ± 0,67 (+13,1 %)	72,60 ± 11,90 (+16,3 %)	42,31 ± 16,03 (-62,9 %)	0,89 ± 0,13 (-12,6 %)	1,98 ± 0,31 (-9,9 %)
COQUEIRO	29,43 ± 3,11 (+87,5 %)	26,75 ± 3,63 (+30,6 %)	89,11 ± 0,74 (+42,7 %)	38,18 ± 12,71 (-66,5 %)	1,16 ± 0,17 (+14,4 %)	1,84 ± 0,11 (-16,2 %)
GRAVIOLEIRA	18,97 ± 0,90 (+20,8 %)	29,97 ± 3,60 (+29,4 %)	47,79 ± 12,21 (-23,5 %)	120,7 ± 9,05 (+6,0 %)	0,99 ± 0,28 (-2,9 %)	2,22 ± 0,23 (1,0 %)
MATA	15,70 ± 3,49 ---	21,37 ± 4,23 ---	62,44 ± 6,55 ---	113,9 ± 9,73 ---	1,02 ± 0,09 ---	2,19 ± 0,05 ---
CAJUEIRO B	20,80 ± 2,02 (+21,3 %)	21,50 ± 2,35 (+5,0 %)	131,7 ± 7,75 (+110,9 %)	71,28 ± 14,20 (-37,4 %)	0,60 ± 0,06 (-40,4 %)	1,89 ± 0,12 (-13,9 %)

Valores entre parêntesis representam diferenças das áreas cultivadas e a mata.

Anexo 2 – Índices de metabolismo ( $qCO_2$ ) e de dinâmica de matéria orgânica ( $qMIC$ ) com os respectivos erros-padrão nas cinco áreas estudadas na profundidade de 0-10 cm nos períodos chuvoso e seco.

ÁREAS	$qCO_2$ $mgC-CO_2 \cdot l^{-1} \cdot g^{-1} BMS C \cdot h^{-1}$		$qMIC$ %	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
<b>CAJUEIRO A</b>	12,76 ± 2,51 (-24,7 %)	57,42 ± 14,21 (+192,2 %)	3,71 ± 0,70 (-13,6 %)	1,73 ± 0,63 (-69,9 %)
<b>COQUEIRO</b>	13,07 ± 1,86 (-22,8 %)	56,51 ± 12,71 (+188,3 %)	3,09 ± 0,31 (-28,0 %)	1,37 ± 0,29 (-76,2 %)
<b>GRAVIOLEIRA</b>	23,25 ± 8,33 (+37,2 %)	18,52 ± 2,05 (-5,5 %)	2,47 ± 0,52 (-42,4 %)	4,07 ± 0,19 (-29,5 %)
<b>MATA</b>	16,94 ± 3,24 ---	19,60 ± 1,76 ---	4,29 ± 0,76 ---	5,78 ± 1,25 ---
<b>CAJUEIRO B</b>	4,70 ± 0,75 (-27,2 %)	27,83 ± 3,19 (+42,0 %)	6,39 ± 0,36 (+48,7 %)	3,25 ± 0,27 (-43,7 %)

Valores entre parêntesis representam diferença, em porcentagem, que a áreas cultivadas apresentaram da mata.



Anexo 3 – Densidades populacionais de bactérias, fungos filamentosos e actinomicetos com os respectivos erros-padrão nas cinco áreas estudadas na profundidade de 0-10 cm nos períodos chuvoso e seco.

ÁREAS	BACTÉRIAS <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>		FUNGOS FILAMENTOSOS <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>		ACTINOMICETOS <i>Log10 UFC . g<sup>-1</sup> solo</i>	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
CAJUEIRO A	4,50 ± 0,04 (-1,0 %)	5,50 ± 0,26 (+7,2 %)	3,29 ± 0,03 (+42,2 %)	3,19 ± 0,13 (-1,1 %)	3,23 ± 0,46 (+21,3 %)	3,11 ± 0,05 (-7,3 %)
COQUEIRO	4,77 ± 0,07 (+5,0 %)	5,97 ± 0,12 (+16,5 %)	3,07 ± 0,15 (+32,6 %)	3,45 ± 0,05 (+6,9 %)	2,94 ± 0,10 (+10,4 %)	3,83 ± 0,28 (+14,2 %)
GRAVIOLEIRA	5,32 ± 0,03 (+17,1 %)	6,34 ± 0,052 (+23,6 %)	3,33 ± 0,10 (+43,9 %)	3,57 ± 0,21 (+10,6 %)	2,79 ± 0,049 (+5,0 %)	4,63 ± 0,09 (+38,1 %)
MATA	4,54 ± 0,07 ---	5,13 ± 0,10 ---	2,31 ± 0,35 ---	3,23 ± 0,10 ---	2,66 ± 0,18 ---	3,35 ± 0,03 ---
CAJUEIRO B	4,83 ± 0,09 (+6,4 %)	5,95 ± 0,18 (+16,0 %)	3,28 ± 0,13 (+41,9 %)	4,18 ± 0,12 (+29,4 %)	3,03 ± 0,03 (+13,7 %)	3,94 ± 0,11 (+17,5 %)

Valores entre parêntesis representam diferença, em percentagem, que a áreas cultivadas apresentaram da mata.

Anexo 4 – Análises enzimáticas do solo: Desidrogenase, Fosfatase e Urease com os respectivos erros-padrão nas cinco áreas estudadas na profundidade de 0-10 cm nos períodos chuvoso e seco.

ÁREAS	DESIDROGENASE $\mu\text{L de H} \cdot \text{g}^{-1} \text{ solo}$		FOSFATASE $\text{mg pNP} \cdot \text{g}^{-1} \text{ solo} \cdot \text{h}^{-1}$		UREASE $\mu\text{g NH}_4 \text{g}^{-1} \text{ solo} \cdot 2 \text{h}^{-1}$	
	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco	Chuvoso	Seco
<b>CAJUEIRO A</b>	4,57 ± 0,55 (-23,7 %)	7,80 ± 0,32 (-13,1 %)	1,93 ± 0,18 (-31,1 %)	0,54 ± 0,09 (-59,6 %)	2,31 ± 0,72 (-6,8 %)	8,76 ± 0,83 (+3,7 %)
<b>COQUEIRO</b>	1,03 ± 0,57 (-82,8 %)	5,00 ± 2,00 (-44,3 %)	3,41 ± 0,25 (+22,0 %)	1,64 ± 0,18 (+21,9 %)	4,11 ± 0,49 (+65,5 %)	12,08 ± 1,95 (+42,9 %)
<b>GRAVIOLEIRA</b>	1,72 ± 0,20 (-71,2 %)	3,31 ± 0,75 (-63,1 %)	3,28 ± 0,23 (+17,4 %)	2,78 ± 0,24 (+106,5 %)	4,69 ± 0,96 (+88,7 %)	13,47 ± 0,66 (+59,3 %)
<b>MATA</b>	5,98 ± 0,63 ---	8,98 ± 0,27 ---	2,80 ± 0,35 ---	1,34 ± 0,28 ---	2,48 ± 0,62 ---	8,45 ± 0,54 ---
<b>CAJUEIRO B</b>	1,10 ± 0,19 (-81,5 %)	1,58 ± 0,96 (-82,4 %)	3,78 ± 0,33 (+35,3 %)	0,91 ± 0,08 (-31,8 %)	5,46 ± 0,75 (+119,8 %)	8,56 ± 1,17 (+1,3 %)

Valores entre parêntesis representam diferença, em porcentagem, que a áreas cultivadas apresentaram da mata.

Anexo 5 – Formulação dos meios de cultura utilizados: ágar nutriente, Martin e ágar-amido-caseína

<b>Ágar Nutriente</b>	<b>Martin's – Bengala Agar</b> (MARTIN, 1950)	<b>Ágar - Amido - Caseína</b> (KUSTER; WILLIAMS, 1964)
Peptona ..... 5g	D-Glicose ..... 10g	Amido ..... 10g
Extrato de carne .... 3g	Peptona ..... 5g	Caseína ..... 0,3g
Ágar bacteriológico 15g	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> ..... 1g	KNO <sub>3</sub> ..... 2,0g
Nistatina ..... 0,05g	MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O ..... 0,5g	NaCl ..... 2,0g
	Rosa bengala ..... 0,05g	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> ..... 2,0g
	Ágar ..... 20g	MgSO <sub>4</sub> ..... 0,05g
		FeSO <sub>4</sub> ..... 0,01g
		Nistatina ..... 0,05g
		Ágar ..... 20g
Ajustar o pH para ±7,0	Ajustar o pH para ±5,6	Ajustar o pH para ±7,0
Completar para 1000 mL com água destilada	Completar para 1000 mL com água destilada	Completar para 1000 mL com água destilada

OBS<sub>1</sub>: A nistatina é fungistática por alterações na permeabilidade da membrana.

OBS<sub>2</sub>: Algumas apresentações contendo nistatina têm a concentração da droga expressa em unidades internacionais. Para fazer a conversão considerar que 1 mg = 5.000 U.I.