



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
CURSO DE MESTRADO EM ECOLOGIA E RECURSOS NATURAIS**

BELCHIOR LUIZ DANTAS

**ATIVIDADE MICROBIANA NA RIZOSFERA DE FRUTEIRAS NO
SEMIÁRIDO CEARENSE**

**FORTALEZA - CE
2011**

BELCHIOR LUIZ DANTAS

**ATIVIDADE MICROBIANA NA RIZOSFERA DE FRUTEIRAS NO
SEMIÁRIDO CEARENSE**

Dissertação submetida à Coordenação do
Curso 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:
Conservação e Manejo de Recursos Naturais

Orientador:
Prof. Dr. Olmar Baller Weber

FORTALEZA
2011

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências e Tecnologia

D21a Dantas, Belchior Luiz.
Atividades microbianas na rizosfera de fruteiras no semiárido cearense / Belchior Luiz Dantas. – 2011.
108 f. : il. color., enc. ; 30 cm.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências, Departamento de Biologia, Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, Fortaleza, 2011.

Área de concentração: Conservação e Manejo de Recursos Naturais.
Orientação: Prof. Dr. Olmar Boller Weber.

1. Bioindicador. 2. Microrganismos. 3. Semiárido. I. Título.

BELCHIOR LUIZ DANTAS

**ATIVIDADE MICROBIANA NA RIZOSFERA DE FRUTEIRAS NO
SEMIÁRIDO CEARENSE**

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: Conservação e Manejo de Recursos Naturais.

Aprovada em ____ / ____ / _____

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Olmar Baller Weber (Orientador)
Embrapa Agroindústria Tropical - CNPAT / Universidade Federal do Ceará - UFC

Prof. Dr. Paulo Furtado Mendes Filho
Universidade Federal do Ceará - UFC

Prof. Dr. Tiago Osório Ferreira
Universidade Federal do Ceará - UFC

*Aos meus pais Zequinha e Cleonice;
cujo exemplo, dedicação e amor estimulam
cada passo da minha vida, e por serem
meu alicerce e exemplo de amor.*

DEDICO

*A minha família,
em especial aos irmãos e sobrinhos,
pelo amor e preocupação dedicado a mim.*

OFEREÇO

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a DEUS, que sempre me iluminou a escolher o melhor caminho a seguir e que me deu forças para vencer as dificuldades que tive nessa vida.

Aos meus pais que muito se sacrificaram para que eu chegassem até esse momento, me ensinando a lutar com dignidade e acima de tudo a respeitar as pessoas.

Ao Prof. Dr. Olmar Baller Weber, pela imensurável contribuição no desempenho deste trabalho, pelo exemplo de profissionalismo, pela orientação e apoio nos momentos difíceis, pela confiança, e pelo incentivo que muito contribuiu para minha formação.

A Dra. Marcela Cláudia Pagano pela disposição e auxílio na árdua tarefa de identificação de esporos de fungos micorrízicos arbusculares.

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

Ao Dr. Adroaldo Guimarães Rossetti pelo apoio no desenvolvimento do trabalho e pelo conhecimento repassado.

A todos os colegas de curso, em especial a Wanessa, Giovana, Ingrid, Ubirajara e Paulo por todos os momentos compartilhados e apoio no enfrentamento das dificuldades.

Aos amigos e companheiros do Laboratório de Microbiologia do Solo do CNPAT, Eugênio, João Neto, Daniely, pelo empenho, ajuda na realização das análises, e ainda pelos bons momentos passados juntos.

Aos amigos Samia, Jamili, Ivanilda, Rafinha, Luiza, Liliane, Vinícius, Nonato, Agberto por todos os momentos compartilhados, discussões, ensinamentos e apoio.

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

Ao professor Paulo Furtado pela disponibilidade do laboratório de Microbiologia do Solo do Departamento de Ciências do Solo-UFC.

A Universidade Federal do Ceará, em especial a Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, representada pela Profa. Dra. Francisca Soares de Araújo, pela oportunidade e apoio para realização deste.

Ao CNPq e CAPES pela concessão de bolsa de estudo.

A Embrapa Agroindústria Tropical, pela infraestrutura e logística disponibilizada.

A todas as pessoas que direta e indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

“O que se deseja grande,

deve-se começar pequeno.”

(Mendes Ribeiro)

RESUMO

Os microrganismos são essenciais para manter as funções do solo em áreas naturais e agrícolas, por causa de seu envolvimento em processos-chave na estrutura do solo, envolvendo a decomposição de matéria orgânica, a ciclagem de nutrientes e obtenção de energia, a fixação de nitrogênio atmosférico, a decomposição de xenobióticos e o controle biológico de pragas e doenças. Partindo do pressuposto de que ambientes de sistemas agrícolas têm mais indivíduos *r*-estrategistas, enquanto áreas de floresta têm mais indivíduos *K*-estrategistas, objetivou-se neste estudo avaliar a dinâmica populacional e atividade dos microrganismos na rizosfera de fruteiras tropicais e comparar com uma área de vegetação natural do semiárido cearense. Foram coletadas amostras de solo sob influência de abacaxizeiro, cultivares MD2 e Imperial, de sapotácea, clone BRS 228, em áreas sem a influência das fruteiras e numa faixa de vegetação natural adjacente ao pomar, no município de Trairi, estado do Ceará. As amostragens de solo superficial (camada de 0 a 10 cm) foram realizadas em junho, setembro e dezembro de 2010, para posterior análise de atributos microbiológicos e bioquímicos do solo. A biomassa microbiana e o quociente metabólico (qCO_2) variaram entre as áreas e as épocas avaliadas, enquanto o teor de carbono orgânico e o quociente microbiano ($qMIC$) variaram apenas com as áreas e a respiração edáfica mudou ao longo do ano. Houve pouca variação na estimativa da quantidade glomalina entre as áreas e foi observada uma tendência de redução desta proteína ao longo dos períodos do ano. A fosfatase ácida e a urease apresentaram maior atividade no solo sob vegetação natural, enquanto a enzima desidrogenase foi mais ativa em áreas do pomar. A densidade populacional de bactérias cultiváveis foi maior no solo do pomar, enquanto a de fungos cultiváveis foi semelhante para as áreas avaliadas e variando entre os períodos do ano. A densidade de esporos de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) no solo foi influenciada negativamente pelo estabelecimento de fruteiras, em comparação com a área de vegetação natural. A prevalência de *Glomus* foi comum nas diferentes áreas, e a abundância relativa das comunidades foi maior no solo com vegetação natural. Para as condições do estudo pode-se inferir: os parâmetros microbiológicos são sensíveis à cobertura vegetal e podem ser usados para avaliar a qualidade do solo; os teores de carbono orgânico e da biomassa microbiana, a respiração basal e os quocientes metabólico e microbiano do solo são influenciados pelo manejo do solo no pomar e as práticas agrícolas influenciam na diversidade de FMA, selecionando provavelmente os fungos *r*-estrategistas.

Palavras-chave: Bioindicador. Diversidade de microrganismos. Seleção *r/K*. Rizosfera de fruteiras.

ABSTRACT

Microorganisms are essential to keep the normal soil functioning in both natural and agricultural areas, mainly due to their implication in key processes occurring in soil structure, such as organic matter decomposition, nutrients cycling and energy captation, atmospheric nitrogen fixation, xenobiotics degradation and biological pests and diseases control. Assuming the existence of a higher number of *r*-strategists individuals in agricultural systems, while forest areas have more *K*-strategists, this study aimed to evaluate the populational dynamics and microbial activity in the rhizosphere of fruit plants, comparing them to a natural vegetation from the semiarid region of Ceará. Soil samples under the influence of pineapple plants, cultivars MD2 and imperial, and of sаподilla plants, clone BRS 228, and also without the influence of fruit plants, but from a natural vegetation adjacent to the orchard, were collected. This collection was made in Trairi municipality, Ceará state. Superficial soil sampling (layer from 0 to 10 cm) were made in June, September and December 2010, for microbiological and biochemical analysis. Microbial biomass and metabolic quotient ($q\text{CO}_2$) varied between the areas and periods evaluated, whereas the organic carbon content and the microbial quotient ($q\text{MIC}$) varied only between areas. Soil respiration varied along the year. There was a little variation in the glomalin concentration estimation between the areas and there was a tendency of reduction of this protein along the year. Acid phosphatase and urease showed greater activity in soil under natural vegetation, while the dehydrogenase enzyme was most active in orchard areas. The population density of culturable bacteria was higher in the orchard soil, while the populations of culturable fungi were similar between areas and ranged between periods of the year. The spores density of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in soil was negatively influenced by the establishment of fruit plants, when compared to the natural vegetation area. The prevalence of *Glomus* species was common in different areas; relative abundance of those fungi communities was higher in soil under natural vegetation. Under conditions of this study we conclude: microbiological parameters are sensitive to the type of vegetation cover and can be used to evaluate the soil quality, the organic carbon and microbial biomass, basal respiration and metabolic and microbial quotients are influenced by the soil and orchard management. Agricultural practices can influence the diversity of AMF species, presumably selecting the *r*-strategists fungi.

Keywords: Bioindicator. Diversity of microorganisms. Selecting *r/K*. Rhizosphere of fruit trees.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1	Localização do município de Trairi/CE.	33
FIGURA 2	Pluviosidade mensal do município de Trairi/CE no ano de 2010.	34
FIGURA 3	Áreas cultivadas com abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural no município de Trairi/CE.	35
FIGURA 4	Morfotipos de FMA (esporos) detectados em pomar e área de vegetação natural em Trairi/CE.	69
FIGURA 5	Porcentagem de espécies em cada gênero de FMA, em relação ao número total de espécies identificadas nos levantamentos nas três épocas de coleta. ..	71

LISTA DE TABELAS

1	Atributos de microrganismos de seleção <i>r</i> - <i>K</i> relevantes para uma discussão sobre a ecologia microbiana do solo.	17
2	Principais indicadores físicos, químicos e biológicos e suas relações com a qualidade do solo.	19
3	Meios de cultura para estimar populações de bactérias totais e fungos filamentosos no solo.	47
4	Valores de pH em água e macro e micronutrientes do solo sob influência de abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, solo controle sem planta e da vegetação natural na fazenda Antônio Alberto, Trairi-CE.	53
5	Teores de cálcio e ferro do solo sob influência de abacaxizeiro MD2 (AM), abacaxizeiro Imperial (AI), sapotácea BRS 228 (SA), solo controle sem planta (CN) e da vegetação natural (VN) na fazenda Antônio Alberto, Trairi-CE..	54
6	Níveis de fertilidade do solo para interpretação de resultados de análise química do solo.....	54
7	Valores percentuais de amostras analisadas para os níveis de fertilidade do solo sob influência de abacaxizeiro MD2 (AM), abacaxizeiro Imperial (AI), sapotácea BRS 228 (SA), solo controle sem planta (CN) e da vegetação natural (VN).	55
8	Teores médios de carbono orgânico (CO), carbono da biomassa microbiana (CBM), respiração basal (RB), quocientes metabólico (<i>qCO</i> ₂) e microbiano (<i>qMIC</i>) e glomalina do solo (BRSP) com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.	62
9	Valores da atividade desidrogenase, fosfatase ácida e urease com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.	65
10	Valores da atividade de bactérias totais e fungos filamentosos com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.	68
11	Número de espécies de FMA e sistemas onde foram encontrados em diferentes áreas no município de Trairi-CE.	70
12	Descrição morfo-anatômica de esporos de FMA em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem plantas e vegetação natural) no município do Trairi-CE.	73

13	Médias das populações de esporos de FMA em diferentes áreas e épocas no município de Trairi-CE	75
14	Densidade média de esporos de FMA em 100 g/solo seco em diferentes áreas no município de Trairi-CE	77
15	Densidade média de esporos de FMA em 100 g/solo seco em três épocas no município do Trairi-CE	78
16	Riqueza de espécies de FMA observadas nas três épocas e valores médios observados em 100 g/solo seco.	79
17	Abundância relativa de esporos de FMA em três épocas (Junho, Setembro e Dezembro/2010) em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural) no município do Trairi-CE	80
18	Frequência relativa de esporos de FMA em três épocas (Junho, Setembro e Dezembro/2010) em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural) no município do Trairi-CE	82
19	Diversidade (H') e equitatividade (J') de esporos de FMA em diferentes áreas no município do Trairi-CE.....	84

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

AM – abacaxizeiro MD2
Ag₂SO₄ – Sulfato de prata
AI – abacaxizeiro Imperial
BaCl₂ – cloreto de bário
BMS – biomassa microbiana do solo
BRSP - Bradford reactive soil protein
BSA – albumina sérica bovina
C – carbono
Ca – cálcio
CBM – carbono da biomassa microbiana
cm - centímetro
CN – controle sem planta
CO – carbono orgânico
CO₂ – dióxido de carbono
C.V. – coeficiente de variação
EE-IRSP – fração de glomalina facilmente extraível
EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Fe – ferro
Fe(NH₄)₂.6H₂O) – sulfato ferroso amoniacal
FMA – Fungo micorrízico arbuscular
H – hidrogênio
h – hora
ha – hectare
H₂SO₄ – ácido sulfúrico
H₃PO₄ – ácido fosfórico
HCl – ácido clorídrico
J - joule
K – potássio
KCl – cloreto de potássio
K₂SO₄ – sulfato de potássio
kg – quilograma
K₂Cr₂O₇ – dicromato de potássio
L - litro
m – metro
M – molar
mg – miligramma
Mg – magnésio
min - minuto
mL – mililitro
mm – milímetro
cmol_c – centimol carga
Mn – manganês
N – nitrogênio
Na – sódio
NaCl – cloreto de sódio
Na₂CO₃ – carbonato de sódio

Na₄P₂O₇ – pirosfofato de sódio
NaOH – hidróxido de sódio
NH₃ – nitrato amônia
nm - nanômetro
O – oxigênio
P – fósforo
pH – potencial hidrogeniônico
PNF – p-nitrofenol
ppm – parte por milhão
*q*CO₂ – quociente metabólico
*q*MIC – quociente microbiano
RBS – respiração basal do solo
rpm – rotação por minuto
SA - sapotácea
TTC – cloreto de trifeniltetrazólio
TTF – cloreto de trifeniltetrazólio formazan
UFC – unidade formadora de colônia
USDA – United States Department of Agriculture
VN – vegetação natural
Zn – zinco
 μ g – micrograma
 μ m – micrômetro
 μ l – microlitro

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	14
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	16
2.1 Teoria da seleção r/K.....	16
2.2 Diversidade funcional em ecossistemas.....	18
2.3 Qualidade do solo.....	19
2.4 Microrganismos de solo e sua importância como bioindicadores de qualidade.....	20
2.4.1 Atividade biológica.....	20
2.4.1.1 Bactérias do solo.....	22
2.4.1.2 Fungos do solo.....	22
2.4.1.3 Fungos micorrízicos arbusculares.....	23
2.4.1.3.1 Glomalina.....	24
2.4.1.4 Carbono orgânico.....	25
2.4.1.5 Biomassa microbiana.....	26
2.4.1.6 Respiração basal.....	27
2.4.1.7 Quociente microbiano.....	28
2.4.1.8 Quociente metabólico.....	28
2.4.2 Atividade enzimática.....	29
2.4.2.1 Atividade da desidrogenase.....	30
2.4.2.2 Atividade da fosfatase ácida.....	31
2.4.2.3 Atividade da urease.....	32
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	33
3.1 Local de estudo.....	33
3.2 Descrição das áreas de estudo.....	34
3.3 Coleta de solo.....	35
3.4 Indicadores de qualidade do solo.....	36
3.4.1 Atributos químicos.....	36
3.4.2 Carbono orgânico.....	36
3.4.3 Carbono da biomassa microbiana.....	37
3.4.4 Quociente microbiano.....	40
3.4.5 Respiração basal.....	40
3.4.6 Quociente metabólico.....	41

3.4.7 Glomalina.....	42
3.5 Atividade enzimática do solo.....	43
3.5.1 Atividade da desidrogenase.....	43
3.5.2 Atividade da fosfatase ácida.....	44
3.5.3 Atividade da urease.....	45
3.6 Contagem de microrganismos.....	46
3.6.1 Bactérias totais e fungos filamentosos cultiváveis.....	46
3.6.2 Fungos micorrízicos arbusculares.....	47
3.6.2.1 Extração dos esporos de FMA.....	47
3.6.2.2 Índices ecológicos.....	48
3.7 Análise estatística.....	50
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	51
4.1 Atributos químicos.....	51
4.2 Carbono orgânico.....	56
4.3 Carbono da biomassa microbiana.....	57
4.4 Quociente microbiano.....	57
4.5 Respiração basal.....	58
4.6 Quociente metabólico.....	59
4.7 Glomalina.....	60
4.8 Atividade da desidrogenase.....	63
4.9 Atividade da fosfatase ácida.....	63
4.10 Atividade da urease.....	64
4.11 Bactérias totais cultiváveis.....	66
4.12 Fungos filamentosos cultiváveis.....	67
4.13 Fungos micorrízicos arbusculares.....	69
4.13.1 Densidade média de esporos (DS).....	76
4.13.2 Riqueza de espécies (RE).....	78
4.13.3 Abundância (AR) e Frequência Relativa (FR).....	79
4.13.4 Diversidade e Equitatividade (H') e (J').....	83
5 CONCLUSÕES.....	85
REFERÊNCIAS.....	86

1 INTRODUÇÃO

O Semiárido brasileiro tem uma extensão aproximada de 970 mil km², cerca de 90% da região Nordeste, abrange os estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e mais a região setentrional de Minas Gerais (BRASIL, 2005).

Um dos fatores marcantes do semiárido é a vegetação do bioma Caatinga, que é altamente degradado pela ação do homem em decorrência do processo de formação territorial (CAPOBIANCO; OLIVEIRA, 2002) e do uso inadequado de práticas agrícolas e do desmatamento (ROBSON, 2009).

A agricultura é a atividade que gera inquestionavelmente impactos ao ambiente, independente da escala, a depender das técnicas e práticas que forem utilizadas para cultivar a terra (ROBSON, 2009). Em algumas localidades do semiárido, a degradação ambiental teve início com as práticas agrícolas pela retirada da cobertura vegetal, deixando o solo vulnerável aos processos erosivos (SAMPAIO; ARAUJO; SAMPAIO, 2005).

Atualmente tem-se como paradigma o alcance da sustentabilidade agrícola, o que leva à necessidade de estudos sobre conservação da biodiversidade, impactos no uso da terra, redução na emissão de gases do efeito estufa, e a biorremediação (IZAC; SANCHEZ, 2001). A busca pela sustentabilidade tem levado a abordagens mais ecológicas para a produção de alimentos (TOWNSEND; BEGON; HARPER, 2006) e, de acordo com Ricklefs (2003), é necessário compreender os vários aspectos da ecologia para recomendar práticas de manejo sustentável de áreas para a produção agropecuária.

O solo é o mais diversificado e importante ecossistema do planeta. Um enorme número de processos biológicos permanentemente ativos no solo é de importância crucial para a manutenção de outros ecossistemas na biosfera continental (ROGER-STRADE *et al.*, 2010). A maior parte da biodiversidade dos agroecossistemas reside no solo (YOUNG; CRAWFORD, 2004) e as funções desempenhadas pela biota do solo têm efeitos diretos e indiretos no crescimento de plantas, na qualidade do solo e na ciclagem de nutrientes (SILVEIRA, FREITAS 2007).

A ecologia do solo estuda as interações entre os organismos e os aspectos bióticos e abióticos do solo, enfatiza a ciclagem de nutrientes, a formação e estabilização da estrutura de poros do solo, a propagação, a vitalidade de patógenos e a biodiversidade desta rica comunidade biológica (TIAN, 2008), permitindo explorar e compreender os processos dos

nutrientes do solo como carbono, nitrogênio, fósforo e a ciclagem da matéria orgânica (SILVEIRA, FREITAS 2007). Vale salientar que os microrganismos do solo e suas comunidades estão continuamente mudando e se adaptando às alterações ambientais, podendo servir como indicadores para avaliar mudanças no solo resultantes de diferentes práticas e sistemas de manejo (MARTINS; CAMPOS; WRUCK, 2011).

A extensão da diversidade de microrganismos no solo é visto como fundamental para a manutenção da saúde e da qualidade do solo, sendo que a microbiota está envolvida em importantes funções do solo (GARBEVA; VEEN; ELSAS, 2004). Entre os grupos funcionais de organismos do solo, os mais intimamente e obrigatoriamente associados ao sistema radicular são os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), pertencentes ao filo *Glomeromycota*, com 223 espécies descritas (SCHÜBLER; WALKER, 2010).

Baseado na hipótese de MacArthur e Wilson (1967) de que os indivíduos possuem estratégias de sobrevivência num determinado ambiente, tem-se por hipótese que em ambientes alterados pela instalação de culturas são encontrados mais indivíduos *r*-estrategistas, ao passo que em área conservada de mata são encontrados mais indivíduos *K*-estrategistas. Essas relações podem ser obtidas através da riqueza e abundância de microrganismos associada à atividade metabólica avaliada pela ação de enzimas.

Neste contexto foi desenvolvido o presente trabalho, e os objetivos foram: avaliar a dinâmica de populações e a atividade de microrganismos do solo em pomar com fruteiras tropicais e comparar com área de vegetação nativa do semiárido cearense; avaliar a dinâmica de populações de fungos e bactérias e atividade da microbiota na rizosfera de abacaxizeiro intercalado com sapotácea e comparar com área de vegetação nativa; verificar o nível de alteração na atividade microbiológica do solo causado pela instalação de um pomar orgânico irrigado, em relação à área de vegetação nativa adjacente.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Teoria da seleção *r/K*

Os conceitos de seleção *r* e *K* foram propostos por MacArthur e Wilson (1967) e desenvolvidos por Pianka (1970) e tiveram por base diferentes níveis de exclusão. Esta teoria se fundamenta no fato de que os parâmetros *r* e *K* são determinados pela composição genética da população (LAROCA, 1995), em que os *r*-estrategistas são colonizadores primários dos ambientes e os *K*-estrategistas possuem maior capacidade de adaptar-se a ambientes menos competitivos e mais estáveis (MACARTHUR; WILSON, 1967). Os termos *r* e *K* referem-se aos parâmetros da curva logística de crescimento de populações, em que *r* é a inclinação que representa a taxa de crescimento da população; e *K*, a assíntota superior, que indica a capacidade de suporte do ambiente (VAZZOLER, 1996).

MacArthur e Wilson (1967) relataram habitats sujeitos a alta taxa de mortalidade, independente da densidade, selecionavam espécies que alocavam, proporcionalmente, maior esforço à reprodução (estrategistas do tipo *r*) enquanto habitats com taxas de mortalidade dependentes da densidade escolheriam genótipos com maior capacidade competitiva, alocando, também, maior quantidade de energia às atividades de crescimento e manutenção (estrategistas do tipo *K*). Numa população em que predomina a seleção do tipo *r*, observa-se relação com uma história vital de habitat imprevisível e ciclo curto. Ainda, segundo Pianka (1970), *r*-estrategistas crescem rapidamente em substratos facilmente decomponíveis, enquanto que *K*-estrategistas utilizam os recursos lentamente, mas de forma mais eficiente, mesmo na ausência de limitação. Como ambos os tipos de microrganismos, *r* e *K*-estrategistas, são abundantes no solo, alterações nas taxas de crescimento de toda a comunidade microbiana após a alteração com substratos facilmente decomponíveis podem ocorrer mudanças para os tipos *r* ou *K* (BLAGODATSKAYA *et al.*, 2007). Os atributos principais de microrganismos de seleção *r-K* podem ser observados na tabela 1.

Tabela 1. Atributos de microrganismos de seleção *r*-*K* relevantes para uma discussão sobre a ecologia microbiana do solo.

Critério de seleção	Seleção de espécies <i>r</i>	Seleção de espécies <i>K</i>
Taxa de crescimento	taxa de crescimento rápido	taxa moderada de crescimento
Utilização do substrato	exigente em nutrientes	moderadamente exigente em nutrientes
Uso eficiente	menos eficiente	mais eficiente
Diversidade de substrato	simples, facilmente disponível	capaz de usar diversos, materiais complexos
Plasticidade fenotípica	polimórficos para monomórficos	Monomórficos
Morfologia dominante	células pequenas, micélio difuso	células grandes, micélio mais desenvolvido
Método reprodutivo	mais simples	mais complexo
	mudança genética	troca de material genético
Dinâmica de populações	explosiva, independe da densidade populacional	depende da densidade
	desequilíbrio frequente	equilíbrio na competição
	alta taxa de recolonização	baixa migração
	tendência migratória	baixa tendência
Tolerância à sobreposição grande de nicho		Pequena

Fonte: Langer; Bohme; Bohme (2004).

Conforme Karadzhova e Dimkov (2009), a adaptação de *r*-estrategistas em habitats colonizados e com limitação de recursos, os torna mais competitivos na ocupação de nichos perturbados, onde há limites de crescimento, curto período de tempo e níveis populacionais. Em tais condições, a capacidade destes organismos de crescer rapidamente e explorar os recursos, lhes da certa vantagem competitiva.

Contudo, os conceitos de seleção *r* e *K* não são absolutos, podendo-se observar variações dentro da mesma espécie, em consequência de diferentes genótipos (GADGIL; SOLBRIG, 1972) e, de acordo com Langer, Bohme e Bohme (2004), os organismos podem exibir tanto o comportamento na seleção *r* quanto na seleção *K*. Estes autores relataram o crescimento bifásico numa população microbiana, onde no primeiro estagio existiria a seleção do tipo *r* e no segundo, a seleção *K*. Além disso, a sazonalidade também poderia propiciar a seleção *r* e *K* numa mesma população (LANGER; BOHME; BOHME, 2004).

2.2 Diversidade funcional em ecossistemas

A diversidade funcional é representada pela extensão de diferenças funcionais entre as espécies de uma comunidade (TILMAN, 2001) e é determinante nos processos dos ecossistemas (LOREAU *et al.*, 2001). Uma medida comum da diversidade funcional é o número de espécies em uma comunidade (TILMAN, 2001; TILMAN *et al.* 2001). Dos problemas associados à atribuição de espécies de grupos (LAVOREL *et al.* 1997), tem-se a escala arbitrária em que há diferenças entre espécies qualificadas como funcionalmente importantes (TILMAN, 2001). Contudo, segundo esses autores, não há uma medida simples, satisfatória ou padronizada para conhecer a diversidade funcional.

A diversidade funcional possui algumas propriedades notáveis, sendo componente importante da biodiversidade. Ela mede o grau de complementaridade, os valores e características entre espécies, estimando-se a dispersão de espécies num certo espaço (PETCHEY; GASTON, 2002). Petchey e Gaston (2002) calcularam a diversidade funcional de traços das espécies e mostraram como ela se associa com a riqueza de espécies e composição da comunidade. Isto difere dos estudos de riqueza de espécies e composição em nichos complementares (DIAZ; CABIDO, 2001), onde se utilizaram as características das espécies para estimar a diversidade funcional, bem como a simulação de diferentes graus e padrões de complementaridade entre as espécies, também testaram a riqueza de espécies, composição da comunidade e diversidade funcional relacionada a cinco comunidades naturais (PETCHEY; GASTON, 2002).

Para entender os padrões de biodiversidade em ecossistemas terrestres e, sobretudo, sua relação com as funções do ecossistema, é necessária uma abordagem da relação solo-planta (RODRIGUEZ-LOINAZ *et al.*, 2008). A biodiversidade no solo é elevada, especialmente na escala micrométrica (TORSVIK *et al.*, 1994), e, além disso, há um grande número de organismos semelhantes. A este respeito, tem sido sugerido que espécies de microrganismos do solo devem ser funcionalmente redundantes (BARDGETT, 2005). Por esse motivo, medições da diversidade funcional de comunidades microbianas do solo são usadas para obter dados sobre o funcionamento do solo (ZAK *et al.*, 1994), e a diversidade funcional do solo depende de inúmeras reações metabólicas e interações da biota com o meio (NANNIPIERI; KANDELER; RUGGIERO, 2002).

2.3 Qualidade do solo

A qualidade do solo é a capacidade de um tipo específico de solo funcionar, dentro dos limites do ecossistema manejado ou natural, como sustento para produtividade de plantas e animais, de manter ou aumentar a qualidade da água e do ar e de promover a saúde humana (DORAN; PARKIN, 1994; TÓTOLA; CHAER, 2002).

Nos últimos anos, a preocupação com a qualidade do solo tem crescido, na medida em que seu uso e mobilização intensiva podem redundar na diminuição de sua capacidade em manter uma produção biológica sustentável (CARVALHO; GOEDERT; ARMANDO, 2004). Estas mudanças estabelecem como desafio futuro combinar as exigências crescentes da produção agrícola com formas de manejo que mantenham a diversidade biológica do solo, pois o manejo inadequado e intensivo do solo pode ocasionar um estado de degradação que, caso seja reversível, requer muito mais tempo e recurso para sua recuperação (GILLER *et al.*, 1997).

Portanto, o monitoramento dos solos manejados é necessário para preservação da sua qualidade e consequente manutenção da produtividade (GELSONIMO *et al.*, 2006). As propriedades físicas, químicas e biológicas (Tabela 2), atualmente consideradas como indicadoras da qualidade do solo (LEMENIH; KARLTUN; OLSSON, 2005; BENINTENDE *et al.*, 2008) tem sido usadas para o monitoramento do solo (CHEN; ZHU; ZHANG, 2003).

Tabela 2. Principais indicadores físicos, químicos e biológicos e suas relações com a qualidade do solo.

Indicadores	Relação com a qualidade do solo
Físicos	
Estrutura do solo	Retenção e transporte da água e nutrientes.
Infiltração e densidade do solo	Movimento da água e porosidade do solo.
Capacidade de retenção da umidade	Armazenamento e disponibilidade da água.
Químicos	
Matéria orgânica do solo (MOS)	Fertilidade, estrutura e estabilidade do solo.
pH	Atividade microbiana e reposição de nutrientes.
Condutividade elétrica	Crescimento vegetal e atividade microbiana.
Conteúdo de N, P e K	Disponibilidade de nutrientes para plantas.
Biológicos	
Biomassa microbiana	Atividade microbiana e reposição de nutrientes.
Mineralização de nutrientes (N, P e S)	Produtividade do solo e potencial de suprimento

Continua...

Respiração do solo	dos nutrientes.
Fixação biológica do N ₂ (FBN)	Atividade microbiana.
Atividade enzimática do solo	Potencial de suprimento de N para plantas.
Atividade microbiana e catalítica no solo.	

Fonte: Aráujo; Monteiro (2007).

Entender e conhecer a qualidade do solo possibilita manejá-lo de maneira que seu funcionamento seja otimizado no presente e não seja degradado (FIALHO *et al.*, 2008). Pelo monitoramento das mudanças na qualidade do solo, pode-se determinar se um conjunto de práticas é sustentável (FIALHO *et al.*, 2006). Sua avaliação deve ser realizada por indicadores que sejam substitutos mensuráveis dos atributos do solo (TÓTOLA; CHAER, 2002). Uma das maiores dificuldades no monitoramento do impacto ambiental causado por perturbações antrópicas sobre as propriedades do solo está na escolha do conjunto mínimo de parâmetros físicos, químicos e biológicos, pois um bom indicador deve ser sensível às perturbações, mas também estável e suficiente para ser pouco influenciado pelas variações sazonais (BANDICK; DICK, 1999; GELSONIMO *et al.*, 2006; MENDES; MELLONI; MELLONI, 2006).

2.4 Microrganismos de solo e sua importância como bioindicadores de qualidade

2.4.1 Atividade biológica

Moreira e Siqueira (2002) definiram a atividade microbiológica do solo como toda reação catalisada pelos microrganismos edáficos, refletindo o estado fisiológico de células ativas. Pode ser dividida em atividades gerais e específicas, sendo as primeiras provenientes de microrganismos do solo como, por exemplo, a respiração, representando valor significativo como índice de atividade total do solo. Já as atividades específicas são mediadas por grupos de microrganismos específicos, como a atividade de enzimas e produção de proteínas, a exemplo de glomalina.

A atividade biológica é altamente concentrada nas camadas aráveis e superiores do solo (até 30 cm), onde o componente biológico ocupa uma fração correspondente a 0,5 %

do volume total do solo, representando até 10 % da matéria orgânica. Este componente biológico compreende os microrganismos e a fauna, os quais realizam funções essenciais para o funcionamento do solo. A extensão da diversidade de microrganismos no solo é visto como fundamental para a manutenção da saúde e da qualidade do solo, sendo que há uma gama de microrganismos envolvida em importantes funções do solo (GARBEVA; VEEN; ELSAS, 2004). Os microrganismos decompõem a matéria orgânica, liberam nutrientes em formas disponíveis às plantas e degradam substâncias tóxicas (KENNEDY; DORAN, 2002).

Os microrganismos do solo apresentam respostas rápidas às mudanças do ambiente (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007). Em alguns casos, alterações na população e na atividade microbiana podem preceder às mudanças químicas e físicas, refletindo na melhoria ou degradação do solo (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007). Dentre as funções que os organismos desempenham no solo, Friguetto e Valarini (2007) mencionaram a ciclagem dos nutrientes, a fragmentação dos resíduos vegetais, a regulação da taxa de decomposição da matéria orgânica, a melhoria dos atributos físicos e a manutenção do equilíbrio biológico do solo.

Os macrorganismos do solo desempenham um papel especial no ecossistema, pois ocupam diversos níveis tróficos dentro da cadeia alimentar do solo, afetando a produção primária de maneira direta e indireta, o que altera as populações e atividade de microrganismos responsáveis pela mineralização e humificação e por consequência exerce influência no ciclo da matéria orgânica, bem como a disponibilidade de nutrientes assimiláveis pelas plantas (SILVA *et al.*, 2007).

As propriedades biológicas e bioquímicas do solo como biomassa microbiana, síntese de proteína e DNA bacteriano, produção de CO₂, respiração basal do solo, atividade enzimática, entre outras (Tabela 2) são indicadores sensíveis que segundo Matsuoka, Mendes e Loureiro (2003) e podem ser utilizados no monitoramento de alterações ambientais decorrentes do uso agrícola. Esses autores realizaram estudo para comparar a biomassa e a atividade microbiana de solos sob vegetação natural e sistemas agrícolas anuais e perenes e confirmaram a sensibilidade desses parâmetros para identificar alterações no solo de acordo com os diferentes sistemas de uso da terra.

2.4.1.1 Bactérias do solo

As bactérias são organismos procariontes de tamanho microscópico, variando de 0,2 a 2,0 μm de diâmetro e 2 a 8 μm de comprimento, que estão presentes em grande número no solo e representam 20 a 25 % da biomassa microbiana na camada superficial, e juntamente com outros organismos atuam na ciclagem de elementos químicos e no funcionamento ecológico do solo, possuindo papel nas atividades de decomposição e transformação de nutrientes (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002).

As bactérias mostram uma grande capacidade e diversidade no que se refere à colonização de ambientes adversos. O número de bactérias normalmente é maior que os fungos e actinomicetos do solo, representando entre 25 e 30% de biomassa microbiana (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). As populações de microrganismos são maiores na superfície do solo declinando com a profundidade. Os microrganismos que vivem nos horizontes superficiais são envolvidos na formação do solo, no ciclo biogeoquímico dos nutrientes e na regulação do fluxo da água (GOBERNA *et al.*, 2005). A microbiota dos horizontes superficiais é responsável pelo funcionamento ecológico do solo, possuindo um importante papel nas atividades de decomposição e transformação de nutrientes.

2.4.1.2 Fungos do solo

Os fungos são organismos eucariontes e apresentam características distintas pela organização do seu material genético, presença de organelas citoplasmáticas e divisão do corpo por mitose (TORTORA; FUNKE; CASE, 2005). Ao contrário dos procariotos, estes não apresentam a capacidade de usar compostos inorgânicos e nem fixam nitrogênio atmosférico (TORTORA; FUNKE; CASE, 2005), mas representam de 70 a 80% da biomassa microbiana do solo, e sua ocorrência está condicionada principalmente a matéria orgânica (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). Podem ser unicelulares, como as leveduras, ou pluricelulares, ditos fungos filamentosos. Estes fungos possuem formações denominadas hifas, que são filamentos tubulares ramificados com cerca de 3-10 μm de diâmetro.

Participam nos processos de agregação de partículas, decomposição de resíduos orgânicos, mineralização de nutrientes, controle de pragas, doenças, processos de degradação

de pesticidas e alguns grupos formam associação mutualística com plantas (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). Os fungos têm atividade heterotrófica sobre o material orgânico, o que os torna agentes de controle biológico de outros fungos e de nematóides, além de realizarem relações simbóticas mutualísticas (micorrizas) e parasíticas (doenças) importantes com as raízes da maioria das plantas (SIQUEIRA; FRANCO, 1988).

2.4.1.3 Fungos micorrízicos arbusculares

Atividades microbianas são particularmente relevantes na interface raiz-solo, da rizosfera, onde os microrganismos interagem com as plantas e os constituintes do solo (GIRI *et al.*, 2005; LAMBERS *et al.*, 2009; DESSAUX; HINSINGER; LEMANCEAU, 2010). Entre os componentes mais ativos da microbiota do solo têm-se os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), responsáveis pelo estabelecimento de micorrizas com espécies de plantas vasculares de diversos ecossistemas terrestres (BAREA *et a.*, 2008).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) pertencem ao Reino Fungi e estão inseridos no Filo Glomeromycota (SCHÜBLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001), Classe Glomeromycetes, Ordens Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales e Archaeosporales e distribuídos em onze famílias: Glomaceae (*Glomus*); Claroideoglomeraceae (*Claroideoglomus*); Gigasporaceae (*Gigaspora*, *Scutellospora* e *Racocetra*); Acaulosporaceae (*Acaulospore*); Entrophosporaceae (*Entrophospora*); Pacisporaceae (*Pacispora*); Diversisporaceae (*Diversispora*, *Otospora* e *Redechera*); Paraglomaceae (*Paraglomus*); Geosiphonaceae (*Geosiphon*); Ambisporaceae (*Ambispora*); Archeosporaceae (*Archeospora*) (SCHÜBLER; WALKER, 2010).

Os fungos micorrízicos arbusculares vêm sendo considerados na recuperação e no restabelecimento da vegetação em áreas degradadas, bem como na manutenção da biodiversidade de plantas e das funções dos ecossistemas (DANDAN; ZHIWEI, 2007). Similarmente a espécies vegetais, podem se encontrar espécies “r” e “K” em comunidades de FMA (SOUZA *et al.*, 2005), e essas comunidades são naturalmente compostas por espécies dominantes, intermediárias e raras, uma vez que as próprias espécies vegetais se distribuem dessa maneira. Estudos confirmam que comunidades vegetais regulam e são reguladas por FMA (HEIJDEN *et al.*, 2006). Essa íntima relação ecológica se justifica pela idade ancestral e o período de co-evolução dessa simbiose. Durante a trajetória evolutiva, é provável que

características que vinculam o desempenho de espécies e comunidades vegetais com a performance de espécies e comunidades de FMA tenham emergido e estejam contribuindo para conferir elevada diversidade, resiliência e estabilidade aos ecossistemas vegetais (SIQUEIRA *et al.*, 2010).

FMA são formados por associações mutualísticas com cerca de 70% das famílias de plantas (NEWMAN; REDDELL, 1987; BRUNDRETT, 2002), ocorrem tanto em ecossistemas naturais quanto em ecossistemas alterados (SYLVIA; CHELLEMI, 2002) em diferentes biomas (TRESEDER; CROSS, 2006), e são fundamentais no sistema solo-planta, influenciando a fertilidade do solo e a nutrição de plantas (SMITH; READ, 2008; GOSLING *et al.*, 2010). Conforme Siqueira *et al.* (2010), a micorrização de plantas promove vantagens significativas para ambos os simbiontes, com os fungos recebendo carboidratos das plantas e as plantas nutrientes absorvidos do solo.

Salienta-se que as práticas envolvendo o preparo, a correção da acidez e a adição de fertilizantes químicos no solo podem alterar a dinâmica de FMA e por consequência tornar o solo mais ou menos produtivo (SIQUEIRA, *et al.* 2010). A simbiose pode ser afetada por características do solo, espécie vegetal (LOVATO; GUILLEMIN; GIANINAZZI, 1992), incidência de luz (GEHRING, 2003), disponibilidade de água (ENTRY *et al.*, 2002) e o manejo adotado no agrossistema (SMITH; READ, 1997).

Em estudos no semiárido brasileiro, a primeira lista sobre a diversidade de FMA foi disponibilizada em 2002 (MAIA; GIBERTONI, 2002), e uma lista mais ampla foi divulgada quatro anos depois (MAIA; YANO-MELO; GOTO, 2006). O trabalho de Stürmer e Siqueira (2008), onde são citadas 99 espécies de FMA para o Brasil também menciona algum desses trabalhos realizados no Nordeste. As pesquisas em nível regional têm aumentado, significativamente, as informações sobre a diversidade de FMA em ecossistemas naturais e agrícolas, impactados ou preservados, do semiárido, cobrindo algumas áreas da Caatinga (SIQUEIRA *et al.*, 2010).

2.4.1.3.1 Glomalina

FMA associados às plantas produzem uma glicoproteína que se aloja dentro de paredes de suas hifas denominada glomalina (DRIVER; HOLBEN; RILLIG, 2005), que posteriormente é disponibilizada no solo, podendo representar até 5% do C (RILLIG *et al.*

2003) e fração do N (LOVELOCK *et al.*, 2004). Mesmo que possa constituir um importante reservatório global de C e N, controles ambientais sobre glomalina são pouco estudados. Além disso, a função ecofisiológica da glomalina, de acordo com Gadkar e Rillig (2005), é desconhecida.

Estoques de glomalina no solo são determinados pela sua produção e decomposição, pelas condições ambientais que afetariam os dois fluxos independentemente (RILLIG, 2004). Ou seja, a produção da glomalina é controlada diretamente pela abundância e pela composição de FMA. Além disso, a disponibilidade da planta hospedeira, e o equilíbrio de nutrientes nas plantas podem afetar indiretamente a produção da glomalina alterando a alocação de fotoassimilados para estes fungos de solo (RILLIG, 2004; TRESEDER; CROSS, 2006).

Para estimar os rendimentos da glomalina em função do comprimento de hifas de FMA, Lovelock *et al.* (2004) utilizaram areia com núcleos em crescimento, que foram incubados em solos da floresta tropical da Costa Rica e em culturas de milho e areia no USDA, em Maryland. Neste estudo, os autores puderam linearizar a fração da glomalina EE-IRSP com o comprimento de hifas de FMA presentes no solo.

Segundo Rillig *et al.* (2001) a glomalina é a maior fonte de carbono da matéria orgânica do solo, sendo importante “pool” de C, indicando que o entendimento da dinâmica da matéria orgânica poderia ser melhor compreendido com mais informações sobre a caracterização química da glomalina e sua contribuição no ciclo do C no solo (ZHU; MILLER, 2003).

2.4.1.4 Carbono orgânico

O carbono orgânico do solo (CO) inclui os resíduos de animais, plantas e microrganismos em diferentes fases de decomposição, associada com partículas de argila e silte do solo (POST; KWON, 2000; SIX *et al.*, 2006). O carbono é o principal constituinte da matéria orgânica e seu conteúdo no solo é regulado principalmente pelo balanço entre a entrada de material orgânico e a sua perda por decomposição e erosão (SIX *et al.*, 2006). A maior parte da decomposição da matéria orgânica do solo é realizada por bactérias e fungos que compõe mais de 90% da biomassa microbiana do solo. A microbiota é fator chave para

regular a dinâmica da matéria orgânica, controlando a disponibilidade de nutrientes e liberação ou acúmulo de carbono no solo (SIX *et al.*, 2006).

O carbono orgânico (CO) é um dos atributos mais utilizados para se detectar alterações na qualidade do solo, por demonstrar bastante sensibilidade às perturbações causadas pelos sistemas de manejo, sendo assim importante por atuar nos atributos químicos, físicos e biológicos do solo (SOUZA *et al.*, 2006).

A matéria orgânica é importante para a ciclagem de nutrientes, formação e estabilização de agregados e retenção de umidade do solo. Proteger o carbono no solo pode resultar num menor desprendimento de CO₂ para a atmosfera e melhorar a qualidade do solo. Quando o material orgânico é adicionado ao solo nas diferentes formas (adubo verde, resíduos de cultivos, decomposição de raízes), as bactérias decompõe rapidamente os compostos mais facilmente degradáveis como açúcar e celulose (SIX; ELLIOT; PAUSTIAN, 2000).

Em áreas que não sofreram ação antrópica o carbono orgânico encontra-se mais estável, porém quando esses solos são submetidos ao manejo intensivo sofrem perdas em qualidade e quantidade (SOUZA *et al.*, 2006).

2.4.1.5 Biomassa microbiana

Os microrganismos representam cerca de 60% a 80% da fração viva e ativa da matéria orgânica do solo. Por constituir a fração viva da matéria orgânica, a biomassa microbiana do solo (BMS) é responsável por diversos processos biológicos e bioquímicos no solo (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006), possuindo relação direta com as condições do solo. Por este motivo, a biomassa microbiana pode ser utilizada como indicador de qualidade do solo, pois é grandemente influenciada pelo manejo do solo, em que qualquer estresse no sistema afetará a densidade, diversidade e a atividade das populações microbianas do solo (PANKHURST *et al.*, 1995).

A BMS é o compartimento central do ciclo do carbono, representando um dos reservatórios de nutrientes do solo, constitui-se, porém, num dos atributos fundamentais para o estudo da ciclagem de nutrientes em diferentes ecossistemas (JIN; SUN; LIU, 2010). BMS é uma medida da decomposição total e reciclagem de nutriente do solo (SWIFT; BIGNELL, 2001) e permite medir o pool de carbono e de outros nutrientes contidos nos microrganismos (DE-POLLI; GUERRA, 1997).

A BMS é influenciada pelas variações estacionais de umidade e temperatura, pelo manejo do solo, pelo cultivo e, também, pelos resíduos vegetais. Por estes motivos, a biomassa microbiana pode ser utilizada para se obter informações rápidas sobre mudanças nas propriedades do solo, detectar mudanças causadas por cultivos ou por devastação de florestas, medir regeneração dos solos após a remoção da camada superficial, e avaliar os efeitos dos poluentes como metais pesados e pesticidas (FRIGHETTO, 2007).

A quantificação do carbono da biomassa microbiana do solo é importante para avaliação do tamanho do reservatório ativo e dinâmico da matéria orgânica do solo, o qual é constituído basicamente por fungos, bactérias e actinomicetos (OLIVEIRA; MENDES; VIVALDI, 2001).

Tanto o carbono orgânico do solo quanto o carbono da biomassa microbiana têm sido utilizados como indicadores de alterações e de qualidade do solo, uma vez que estão associados às funções ecológicas do ambiente e são capazes de refletir as mudanças de uso do solo (JACKSON *et al.*, 2003).

2.4.1.6 Respiração basal

A respiração basal do solo (RBS) é definida como a soma total de todas as funções metabólicas nas quais o CO₂ é produzido. A avaliação RBS é a técnica mais freqüente para quantificar a atividade microbiana, estando positivamente relacionada com o conteúdo de matéria orgânica e com a biomassa microbiana (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007).

A razão entre o CO₂ evoluído do solo e o pool de carbono da biomassa microbiana fornece o quociente metabólico ($q\text{CO}_2$), que indica o estado metabólico dos microrganismos e intensidade com que os processos bioquímicos acontecem no ecossistema (DE-POLLI; GUERRA, 1997; PORTO *et al.*, 2009). Entretanto, a interpretação desses resultados deve ser feita com cuidado, uma vez que elevadas taxas de liberação de CO₂ nem sempre indicam condições favoráveis. Isso significa, em curto prazo, maior disponibilidade de nutrientes para as plantas e, em longo prazo, perda de C orgânico do solo para atmosfera (PORTO *et al.*, 2009).

A RBS possui uma estreita relação com as condições abióticas do solo, entre elas a umidade, temperatura e aeração (SILVA; AZEVEDO; DE-POLLI, 2007). Cattelan e Vidor

(1990) detectaram influência destas características, além da disponibilidade de substrato no solo, sobre a RBS e o carbono da biomassa microbiana do solo (BMS-C).

2.4.1.7 Quociente microbiano

O quociente microbiano ($q\text{MIC}$) representa a relação entre o carbono da biomassa microbiana (CBM) e o carbono orgânico total do solo (COT) e é um índice utilizado para fornecer indicações sobre a dinâmica da matéria orgânica, expressando a eficiência da biomassa microbiana em utilizar o carbono orgânico do solo (SILVA, 2001), além de indicativo das alterações em ecossistemas com interferência antrópica (INSAM; DOMSCH, 1988). Este índice pode variar de acordo com o pH, sistemas de preparo do solo, quantidade e qualidade do aporte de carbono (SILVA, 2001).

Matias *et al.* (2009) sugerem que valores superiores a 01 indicam que maior parte do carbono orgânico está disponível no solo. Ao contrário do quociente metabólico ($q\text{CO}_2$), valores mais altos do quociente microbiano ($q\text{MIC}$) indicam uma matéria orgânica muito ativa e sujeita a transformações (SAMPAIO; ARAÚJO; SANTOS, 2008).

Klumpp *et al* (2003) recomendaram a utilização do quociente microbiano como indicador de impacto do solo. Segundo os autores, esse índice apresenta correlação negativa com as áreas degradadas.

2.4.1.8 Quociente metabólico

O quociente metabólico do solo ($q\text{CO}_2$) é a razão entre a respiração basal do solo por unidade de carbono da biomassa microbiana do solo (SILVA *et al.*, 2007) e tem sido usado para estimar a eficiência do uso de substrato pelos microrganismos do solo, podendo ser utilizado como indicador sensível ao estresse (ANDERSON; DOMSCH, 1993; MARIANI; CHANG; KABZEMS, 2006). O $q\text{CO}_2$ indica a eficiência da biomassa microbiana em utilizar o carbono disponível e serve para estimar a atividade biológica e a qualidade do substrato (TÓTOLA; CHAER, 2002), sendo ambas as ferramentas importantes no

entendimento das transformações e perdas nos compartimentos orgânicos do solo (ANDERSON; DOMSCH, 1993).

À medida que a biomassa microbiana se torna mais eficiente na utilização dos recursos do ecossistema, menos carbono é perdido pela respiração (CO_2) e maior proporção de carbono é incorporada aos tecidos microbianos (ODUM, 1969). Uma biomassa microbiana eficiente tem baixo qCO_2 (SILVA, 2001). De acordo com Anderson e Domsch (1990), quocientes metabólicos elevados são um indicativo de comunidades microbianas em estágios iniciais de desenvolvimento, com maior proporção de microrganismos ativos em relação aos inativos, ou seja, um indicativo de populações microbianas sob algum tipo de estresse metabólico.

Wardle e Guani (1995) analisaram vários trabalhos sobre o uso do qCO_2 como bioindicador de ecossistemas perturbados e sugerem que o uso dos índices de qCO_2 podem ser limitados, devido à dependência de vários fatores ambientais como, por exemplo, a disponibilidade de nutrientes e pH e que nem sempre refletem as alterações no ambiente. No entanto, existe inúmeros casos em que o qCO_2 pode ser utilizado como bioindicador de estresses ambientais.

2.4.2 Atividade enzimática

As enzimas de solo formam grupo especial de proteínas com alta especificidade funcional, sendo responsáveis pela catálise de reações químicas (SIQUEIRA *et al.*, 1994). Segundo Siqueira *et al.* (1994), a interação das enzimas com seu substrato depende de fatores como: concentração e propriedade das enzimas, natureza cristalina ou amorfia do substrato, além de condições ambientais (pH, salinidade, temperatura, teor de argila, presença de substâncias tóxicas).

A atividade enzimática é indicador de qualidade do solo por que: i) está fortemente relacionada com as propriedades como a umidade (JORDAN *et al.*, 1995 BERGSTROM; MONREAL; KING, 1998), a matéria orgânica, propriedades físicas e da atividade microbiana; ii) responde rapidamente às alterações dos atributos do solo, iii) pode ser influenciada pela dinâmica da água e distribuição da biomassa radicular no solo (AMADOR *et al.*, 1997) e por práticas de manejo (EKENLER; TABATABAI, 2003) e iv) envolve métodos relativamente simples (DICK, BREAKWELL, TURCO; 1996).

Embora muitas enzimas estejam presentes no solo, somente poucas dezenas têm sido identificadas e avaliadas (MAJER; PEPPER; GERBA, 2000). Sabe-se da sua importância na decomposição de resíduos e na fertilidade do solo, na eficiência do uso de fertilizantes, nas interações entre as plantas, no estado de oxi-redução do solo e na ciclagem de nutrientes (CARNEIRO *et al.*, 2008). Ademais, a atividade enzimática pode fornecer dados sobre as alterações de processos metabólicos e, juntamente com a biomassa microbiana, pode contribuir para uma melhor compreensão sobre os efeitos de práticas de manejo e uso empregadas no solo (MENDES *et al.*, 1999).

As enzimas isoladas no solo também apresentam alta estabilidade térmica e elevada resistência ao ataque de proteases (BURNS, 1982) e podem estar livres na solução do solo ou adsorvidas nos colóides ou imobilizadas em complexos húmicos (BADIANE *et al.*, 2001). Enzimas extracelulares, quando associadas às células vivas podem ser liberadas após a morte e decomposição das células produtoras de enzimas intracelulares (BADIANE *et al.*, 2001). Das enzimas encontradas no solo, Moreira e Siqueira (2002) destacaram as hidrolases (sulfatases), oxiredutases (desidrogenase), transferases (aminotransferases) e liases (descarboxilases) como responsáveis pelas principais catálises no solo.

A atividade enzimática do solo é útil para avaliar o estado ou a condição do ambiente no solo (NASEBY; LYNCH, 2002). Certamente, a atividade enzimática do solo e as taxas de controle dos processos de ciclagem de nutrientes são fundamentais para a disponibilidade de nutrientes e microbiota do solo, e que podem ser indicadores valiosos da diversidade funcional do solo (BENDING; TURNER; JONES, 2002; NASEBY; LYNCH, 2002). A utilização da atividade enzimática na indicação de impactos no solo está pautada no fato das mesmas participarem dos ciclos dos elementos no solo (VISSER; PARKINSON, 1992); além de serem muito sensíveis a alterações no solo (KANDELER; KAMPICHLER; HORAK, 1996; KANDELER *et al.*, 2000).

2.4.2.1 Atividade da desidrogenase

As desidrogenases são enzimas intracelulares, encontradas no interior das membranas das células vivas do solo (CHAPERON; SAUVE, 2008a). Essas enzimas fazem parte da cadeia respiratória que possui o O₂ como acceptor final de elétrons. Elas oxidam

compostos orgânicos pela transferência de elétrons para um acceptor, NAD ou NADP, formando o NADH ou NADPH (ROGERS; TATE, 2001).

A atividade das desidrogenases reflete, portanto, a taxa da respiração microbiológica (CASIDA, 1977; MAJER; PEPPER; GERBA, 2000), podendo fornecer dados da comunidade microbiológica presente no solo, informações essas que não poderiam ser obtidas apenas através da densidade populacional, usando métodos indiretos ou estimativos da biomassa microbiana total do solo (DICK; MYROLD; KERLE, 1988).

A desidrogenase é indicada por diversos autores como sendo um bom indicador da população microbiana viável do solo, estando diretamente relacionada com a oxidação da matéria orgânica (UDAWATTA *et al.*, 2008).

2.4.2.2 Atividade da fosfatase ácida

As fosfatases são hidrolases que se encontram amplamente distribuídas na natureza, em diversas formas moleculares e utilizam como substratos fosfoésteres. Podem ser classificadas em ácidas, neutras e alcalinas, dependendo do seu pH de atuação.

O fósforo é um elemento essencial necessário para o crescimento e desenvolvimento das plantas (SHIPRA; BAHL, 2008). O P-orgânico representa de 20 a 80% do P total na maioria dos solos e, consequentemente, representa uma significativa reserva de fósforo potencialmente disponível (TOOR *et al.*, 2006). Assim a atividade da fosfatase no solo e a disponibilidade de fósforo são fatores intrinsecamente relacionados (GARG; BAHL, 2008).

Os microrganismos do solo são responsáveis por transformações do fósforo, oxidação e redução da matéria orgânica e a precipitação do ferro, entre outras. Segundo Nahas, Centurion e Assis (1994), as fosfatases liberadas pelas raízes das plantas e microrganismos catalisam a conversão da forma orgânica em fósforo solúvel. Tarafdar, Yadav e Meena (2001), demonstraram que a fosfatase ácida de origem microbiana é mais eficiente na hidrólise dos compostos orgânicos: fitina, lecitina e glicerofosfato presentes no solo, quando comparada com a enzima de origem vegetal.

A atividade da fosfatase ácida está envolvida na hidrólise de alguns compostos orgânicos fosfatados, transformando-os em P-inorgânico, forma do P mais disponível para absorção vegetal (YANG *et al.*, 2008; ACOSTA-MARTINEZ *et al.*, 2007). Dick e Bandick

(1999) indicam que a existência de fosfatases no solo está correlacionada com pouca e/ou baixa quantidade de fósforo no solo e com o crescimento das plantas. Por exemplo, quando se verifica deficiência de P no solo, ocorre a secreção de fosfatases pelas raízes das plantas, com a consequente solubilização e remobilização de fósforo, para a melhor absorção pelas mesmas (MAKOI; NDAKIDEMI, 2008). No entanto, sabe-se que a capacidade de secreção da fosfatase ácida é diferente dependendo da espécie vegetal, bem como das práticas culturais aplicadas ao solo (MAKOI; NDAKIDEMI, 2008).

A atividade da fosfatase é significativamente afetada pelo pH do solo (MARTINEZ *et al.*, 2008), sendo a fosfatase ácida predominante em solos de baixo pH (SHIPRA; BAHL, 2008). As fosfatases controlam a disponibilidade de fósforo no solo, e isso pode ocorrer devido ao teor de matéria orgânica ou nível de perturbação (MARTINEZ *et al.*, 2008), e por isso sua determinação é importante em sistemas orgânicos de produção.

2.4.2.3 Atividade da urease

A urease é uma enzima representativa da capacidade metabólica, sendo bastante sensível às transformações do ambiente além de ser intracelular ou extracelular e implícita no ciclo do nitrogênio (CHAPERON; SAUVÉ, 2008b). A enzima é comum no solo (SINSABAUGH; REYNOLDS; LONG, 2000) onde a mesma catalisa a hidrólise da uréia formando como produto CO₂ e NH₃ (TRIPATHI *et al.*, 2007; YANG *et al.*, 2008). 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). A quantificação da atividade da urease pode fornecer uma indicação do potencial do solo em converter nitrogênio orgânico em mineral, dando início ao processo de mineralização do nitrogênio.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local de estudo

O estudo foi realizado num pomar da fazenda Alberto Antônio (24M 0466035 e UTM 9631993), localizada na faixa litorânea do estado do Ceará a aproximadamente 150 km a oeste de Fortaleza, no município de Trairi/CE. O solo do pomar com sapotáceas irrigadas e intercaladas com abacaxizeiros e área de vegetação natural contígua ao pomar foi classificado como Argissolo Amarelo Eutrófico solódico (EMBRAPA, 2006).

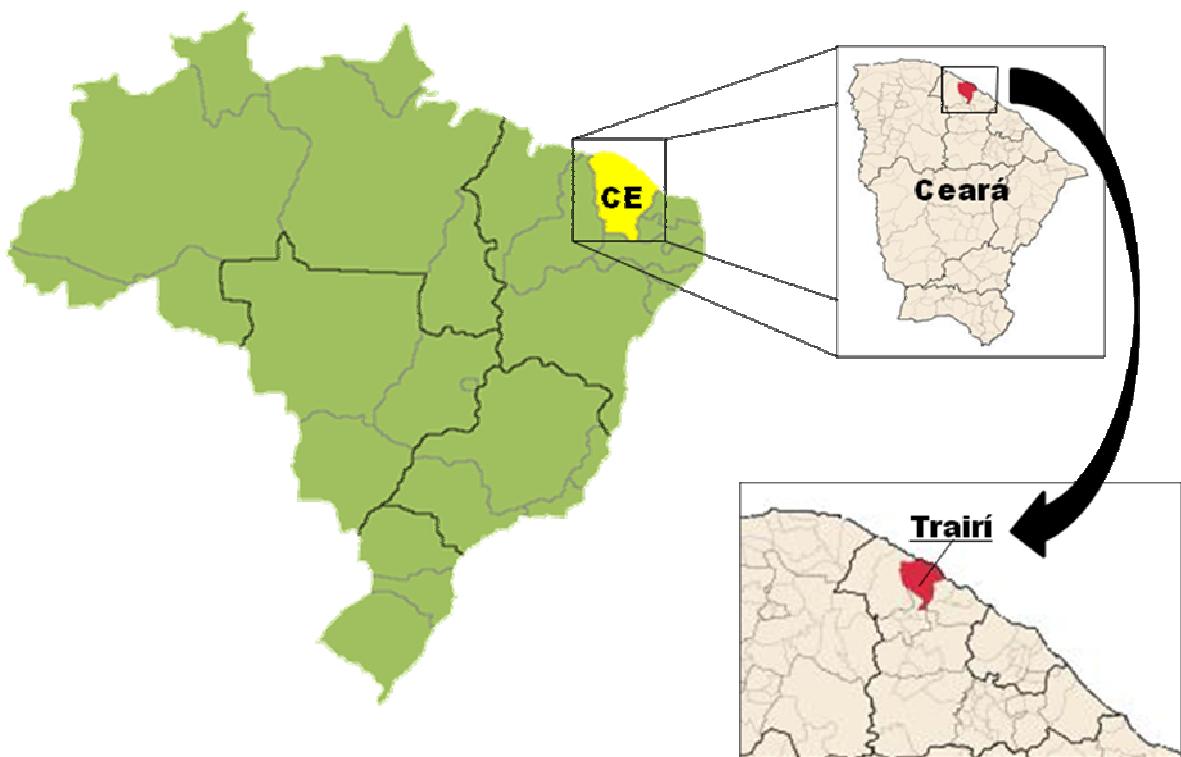


Figura 1. Localização do município de Trairi/CE.

O clima da região é do tipo tropical quente semiárido brando, 'Aw' segundo Köppen. O regime pluviométrico do local de estudo pode ser observado na figura 2. Embora registrando índice pluviométrico acima de 1.000 mm/anuais, o município se encontra no domínio climático semiárido, onde ocorre o déficit hídrico durante um período de 8 a 9 meses. A vegetação é do tipo Caatinga, mas algumas espécies de vegetação típicas de dunas como o murici (*Byrsonima sp.*) (SOARES, 2007).

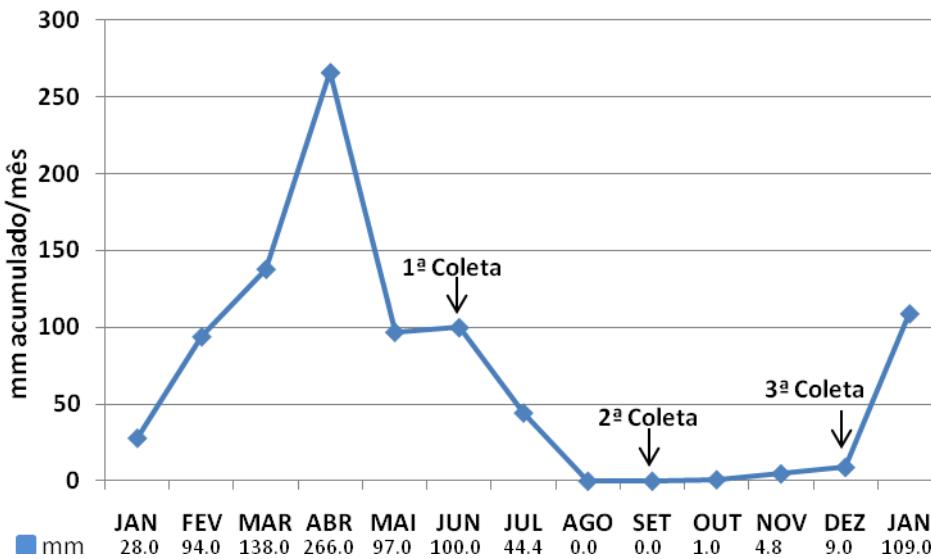


Figura 2. Pluviosidade mensal no município de Trairi/CE no ano de 2010 (Fonte: FUNCEME, 2011).

3.2 Descrição das áreas de estudo

O pomar com sapotáceas irrigado e intercalado com abacaxizeiros foi instalado em 2009 em área de topografia levemente inclinada, não cultivada anteriormente, a 28m de altitude e próximo ao rio Trairi, município de Trairi, Ceará. O preparo da área consistiu na limpeza e retirada da vegetação natural, aração, gradagem e plantio de adubo verde (*Crotalaria spectabilis*) antes do plantio das mudas das frutíferas (Julho de 2009). Antes da instalação do pomar aplicou-se composto orgânico no sulco, utilizando 8.198 kg/ha de composto, base seca, para sapotáceas e 32.810 kg/ha de composto, base seca, para abacaxizeiros. Os espaçamentos foram de 6 x 4,8 m para sapotáceas do clone BRS 228 e de 1,3 x 0,3 m para os abacaxizeiros Imperial e MD2. A adubação de fundação foi suficiente para fornecer-se 322 kg/ha de N, 26 kg/ha de P e 70 kg/ha de K para as sapotáceas e 1.288 kg/ha de N, 105 kg/ha de P e 281 kg/ha de K para os abacaxizeiros. Após adubação de fundação instalou-se o sistema de irrigação por aspersão, fornecendo-se até 7 mm da água do rio Trairi para às fruteiras durante o período do estudo.



Figura 3. Áreas cultivadas com abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural no município de Trairi/CE.

3.3 Coleta de solo

Amostras de solo foram coletadas na área de projeção das copas de sapotáceas (*Achras sapota*), clone BRS 228, abacaxeiros (*Ananas comosus* (L.) Merril), cultivares MD2 e Imperial, em locais do pomar sem influência das fruteiras e em área contígua ao pomar, sem irrigação, representando a vegetação natural. Antes da coleta de solo, realizada em junho, setembro e dezembro de 2010, cada área foi subdividida em 4 (quatro) glebas, de onde se tirou, com auxílio de trado, cerca de 50 amostras simples para compor as amostras compostas. Foi realizado um percurso seguindo a linha de plantio, sendo as amostras retiradas da camada de 0-10 cm sempre próximo às plantas (até 20 cm), e na área com vegetação nativa, em locais não próximos à margem.

As amostras de solo foram peneiradas, colocadas em sacos plásticos e conduzidas ao laboratório de Microbiologia do Solo da Embrapa Agroindústria Tropical, onde foram conservadas em geladeira, para posterior processamento e análise.

3.4 Indicadores de qualidade do solo

3.4.1 Atributos químicos

Porções das amostras do solo coletadas nas áreas do pomar e da vegetação foram secas em estufa com ventilação forçada e regulada na temperatura de 60°C, e processadas para determinação de pH em água (1:2,5) e extraídos K, Na, Fe, Mn, Zn (Merlich 1), e Ca e Mg (solução KCl 1 mol) e os nutrientes foram dosados seguindo os procedimentos de Silva (1999).

Os níveis de fertilidade adotados para a classificação dos teores dos elementos no solo são aqueles indicados no Manual de Recomendações de Adubação e Calagem para o Estado do Ceará (FERNANDES, 1993). Os teores dos nutrientes foram estratificados segundo os níveis de fertilidade (alto, médio, baixo), e os resultados expressos em valores percentuais tendo como base de cálculo o número absoluto de amostras para cada nível de fertilidade em relação ao número total de amostras analisadas.

3.4.2 Carbono orgânico

O carbono orgânico do solo (CO) foi quantificado por oxidação da matéria orgânica via úmida, empregando-se solução de dicromato de potássio em meio sulfúrico, com fonte externa de calor (EMBRAPA, 1997). Aproximadamente 0,5 g de solo triturado e passado por peneira de 0,2 mm, foi pesado e transferido para Erlenmeyer de 250 mL. Adicionando 10 mL da solução de dicromato de potássio $K_2Cr_2O_7$ 0,167 mol L^{-1} com ajuda de uma pipeta volumétrica, em seguida acrescentando 5 mL de H_2SO_4 concentrado. Colocou-se então um condensador na extremidade superior de cada Erlenmeyer o qual foi levado a placa aquecedora a 200°C deixando em fervura branda por 5 min. Em seguida, deixando esfriar por 15 minutos, adiciona-se 80 mL de água destilada mais 2 mL de ácido ortofosfórico concentrado e 3 gotas da solução indicadora de difenilamina 1% (m/v) e titulando com a solução de sulfato ferroso amoniacial 0,4 mol L^{-1} . O ponto de viragem da titulação é nítido passando de azul escuro para verde. Nas mesmas condições foram feitos 2 brancos controles

da mesma forma que as amostras, porém sem o solo. A quantidade de carbono orgânico foi calculada com base no volume da solução de Sal de Mohr gasto na titulação da amostra de acordo com a equação 1 (EMBRAPA, 1997):

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

em que:

CO = carbono orgânico;

V_b = volume gasto na titulação do branco;

V_a = volume gasto na 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 nº de mols de $Cr_2O_7^-$ que reage com Fe^{2+} (1/6), multiplicado pelo nº de mols de $Cr_2O_7^-$ que reage com C⁰ (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%;

100 = fator de conversão de unidade (mg mg^{-1} para dag kg^{-1}).

0,5 = peso da amostra (g).

3.4.3 Carbono da biomassa microbiana

A análise do carbono da biomassa microbiana (CBM) presente no extrato foi determinada pelo método de irradiação-extracção proposta por Mendonça e Matos (2005). Nesse método o carbono presente no solo é determinado em amostras irradiadas e em amostras não irradiadas. A irradiação das amostras rompe as células microbianas, liberando seu constituinte microbiano para o solo, o qual é extraído com a solução aquosa de sulfato de potássio a 0,5 M. O carbono da biomassa microbiana é então calculado com base na diferença entre as amostras irradiadas e não irradiadas.

Para a determinação do CBM alguns procedimentos no tratamento das amostras foram adotados (GRISI, 1995):

i) remoção manual da matéria orgânica visível como raízes, evitando assim a superestimação da biomassa microbiana;

ii) peneiramento das amostras em malha de 2 mm de abertura possibilitando a homogeneização;

iii) correção da umidade a 60% da capacidade de campo via secagem prévia, teor de umidade onde foram obtidos, por outros autores, os melhores resultados de biomassa microbiana;

De cada amostra de solo coletado foram pesadas duas sub-amostras (10g cada), passadas em peneiras de 2 mm de abertura das malhas, onde uma delas foi irradiada (I) em microondas e a outra não foi irradiada (NI). Essas amostras depois de pesadas tiveram sua capacidade de campo corrigida à 60% e foram submetidas a um período de pré-incubação. 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 foi calculada de acordo com a equação 2 (MENDONÇA; MATOS, 2005):

$$P = \frac{Cp \cdot K \cdot \Delta T \cdot m}{t} \quad (2)$$

em que:

P = potência real do aparelho em Watt;

Cp = 1 J mL⁻¹, capacidade da água de receber calor;

K = 4,184, fator de correção de cal mL⁻¹. K⁻¹ para watts;

ΔT = Variação de 1 L de água em 2 min de exposição (°C);

m = 1000 g, massa de água em gramas;

t = 120 s, tempo de exposição da água ao microondas.

O tempo de exposição das amostras as microondas se dá pela equação 3 (MENDONÇA; MATOS, 2005):

$$t = \frac{r \cdot m_t}{P} \quad (3)$$

em que:

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.

O tempo de exposição das amostras as microondas foi de 1 minuto e 32 segundos, sendo que a potência real do aparelho de microondas foi de 348,7 Watts.

Em seguida as duas amostras, irradiadas e não irradiadas, foram colocadas em Erlenmeyer e acrescidas de 40 mL de sulfato de potássio (K_2SO_4) 0,5 M. Após isso, os frascos 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 obterem extratos livres do solo e das partículas grosseiras da matéria orgânica. Do extrato filtrado foi retirada uma alíquota de 10 mL e colocada em tubos de ensaio, aos quais se adicionaram 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 (H_2SO_4 , P.A.). Os tubos de ensaio foram levados ao bloco digestor pré-aquecido a 150°C e deixados por 1 min e em seguida retirados. Após os tubos esfriarem o conteúdo foi transferido para novos Erlenmeyer onde adicionou-se 80 mL de água, 5 mL de ácido fosfórico P.A. (H_3PO_4) e 2 gotas do indicador de difenilamina 1% (m/v), para titulação com sulfato ferroso amoniacial ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$) 0,03 M, preparado no mesmo dia. Os teores de carbono presente na biomassa microbiana foram determinados de acordo com as equações 4 e 5 (MENDONÇA; MATOS, 2005):

$$C (\text{g C kg}^{-1} \text{ solo}) = \frac{(V_a - V_b) (M_{\text{Sulfato Ferroso Amoniacal}}) (3) (1000) (V_{\text{extrator}})}{(V_{\text{extrato}}) \cdot (Ps)} \quad (4)$$

em que:

C = carbono extraído do solo;

V_b (mL) = volume do sulfato ferroso amoniacial gasto na titulação da solução controle (branco);

V_a (mL) = volume do sulfato ferroso amoniacial gasto na titulação da amostra;

M = molaridade exata do sulfato ferroso amoniacial;

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 reage com o C⁰ (3/2), multiplicado pela massa atômica do C (12);

1000 = fator de conversão de unidade;

V_{extrator} = volume do extrator (K_2SO_4) utilizado;

V_{extrato} = alíquota pipetada do extrato para a titulação;

P_s = massa de solo seco.

$$\text{CBM} = (\text{CI} - \text{C NI}) / \text{Kc} \quad (5)$$

em que:

CBM = carbono presente na biomassa microbiana ($\mu\text{g C g}^{-1}$ solo);

CI = carbono presente na amostra irradiada;

C NI = carbono presente na amostra não irradiada;

Kc = fator de conversão de 0,33; utilizado para converter o fluxo de C para CBM (SPARLING; WEST, 1988).

3.4.4 Quociente microbiano

A partir dos resultados obtidos nas análises do CBM, foi calculado o quociente microbiano, o qual relaciona o carbono da biomassa com o carbono orgânico total do solo (CBM/COT*100) e reflete a conversão de substratos orgânicos em carbono da biomassa microbiana (SPARLING, 1992); fornecendo uma medida da qualidade da matéria orgânica (TÓTOLA; CHAER, 2002).

3.4.5 Respiração basal

A análise da respiração basal foi realizada segundo o método descrito por Jenkinson e Powlson (1976).

Para determinação da respiração basal do solo o teor de umidade das amostras foi ajustado a 60% da capacidade de campo. Posteriormente, cada amostra contendo 50 g de solo, foi mantida em frasco de vidro de 1,7 L contendo um becker com 30 mL de hidróxido de sódio 0,5 mol L⁻¹ (NaOH), os quais foram fechados hermeticamente com filme para evitar a entrada de CO₂ do ar externo ou fuga do CO₂ interno, o CO₂ produzido pela respiração foi então capturado (JENKINSON; POWLSON, 1976). Os frascos com as amostras foram 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 CO₂ produzido. Após este período os potes foram retirados e uma alíquota de 10 mL de hidróxido de sódio (NaOH 0,5 M) foi transferido para erlemeyer de 250 mL onde rapidamente foram acrescidos 2 mL de cloreto de bário (BaCl₂ 0,05M) para que o mesmo precipitasse na forma de Na₂CO₃, a partir do CO₂ capturado pelo NaOH. Em seguida cada frasco recebeu 3 gotas do indicador fenolftaleína 1% (m/v) sendo esta solução titulada com HCl 0,25M padronizado com tris-hidroxi-metil-aminometado (THAM). Considerou-se o ponto de viragem da solução de rosa a incolor passando antes pelo branco. O valor do C - CO₂ produzido foi expressa em mg CO₂ g⁻¹ de solo por hora segundo a equação 6 (JENKINSON; POWLSON, 1976):

$$RB \text{ (mg de C-CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo h}^{-1}) = (((Vb-Va) \cdot M \cdot 6 \cdot 1000)/Ps)/T \quad (6)$$

em que:

RB = respiração basal;

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.

3.4.6 Quociente metabólico

Segundo Anderson e Domsch (1993), o quociente metabólico do solo (*q*CO₂) está relacionado com o CO₂ liberado pela respiração e o CBM sendo esta análise usada como indicador da eficiência da comunidade microbiana em incorporar carbono à própria biomassa.

O cálculo do $q\text{CO}_2$ foi realizado de acordo com a equação 7 (SILVA; AZEVEDO; DE-POLLI, 2007):

$$q\text{CO}_2 (\text{mg C} - \text{CO}_2^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ CBM h}^{-1}) = \frac{\text{RB} (\text{mg C-CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ solo h}^{-1})}{\text{CBM} (\mu\text{g C. g}^{-1} \text{ solo}) \cdot 10^{-3}} \quad (7)$$

em que:

$q\text{CO}_2$ = quociente metabólico do solo ;

RB = respiração basal;

CBM = carbono da biomassa microbiana do solo.

3.4.7 Glomalina

Para extração da proteína glomalina, foi transferido 1 g de solo para tubos de plástico que receberam 8 mL da solução de pirofosfato de sódio $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ e que foram autoclavadas a 121°C por 1 hora. Em seguida, o sobrenadante foi transferido para novos tubos e realizadas outras três extrações até que a cor marrom desaparecesse do sobrenadante. Em seguida as amostras foram submetidas à centrifugação a 5000 rpm durante 15 minutos., seguindo-se Bradford (1976). Para quantificação da glomalina retirou-se uma alíquota de 100 μl da solução extraída de cada amostra mais 2,5 mL do reagente Bradford. Após 10 minutos, se procedeu a leitura em espectrofotômetro em 595 nm. Três brancos foram feitos utilizando 100 μl de água destilada mais 2,5 mL do reagente Bradford. Uma curva padrão foi preparada com uso da albumina sérica bovina (BSA) (BRADFORD, 1976). O cálculo da glomalina foi realizado de acordo com a equação 8 (BRADFORD, 1976):

$$G (\text{mg BRSP/g}^{-1}) = \frac{(\text{Abs} - b)}{R^2} \quad (8)$$

em que:

G = glicoproteína;

BRSP = Bradford soil protein;

Abs = leitura absorbância;

b = fator de y na equação da reta;

R^2 = fator da curva.

3.5 Atividade enzimática do solo

3.5.1 Atividade da desidrogenase

Os procedimentos empregados na determinação da atividade da desidrogenase seguiram o método descrito por Casida, Klein e Santoro (1964). Este método está baseado na utilização do cloreto de trifeniltetrazólio (TTC) como receptor artificial de elétrons que, a partir da ação da enzima desidrogenase, é reduzido a trifeniltetrazólio formazan (TTF), um precipitado insolúvel em água de coloração rósea, que pode ser medido colorimetricamente.

Para determinar a atividade da desidrogenase, 5 g de cada amostra de solo foram colocados em tubos de ensaio com tampa rosqueável, e nestes adicionou-se 5 mL de solução TTC (Fluka/Sigma-Aldrich, TTC Solution, [2,3,5-Triphenyltetrazolium chloride], $C_{19}H_{15}ClN_4$) 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 esse período, procedeu-se a extração com 10 mL de metanol. 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 regulado no comprimento de ondas de 485 nm (CASIDA; KLEIN; SANTORO, 1964).

Com auxílio do espectrofotômetro foi realizada uma curva padrão utilizando TTF (Fluka/Sigma-Aldrich, [1,3,5-Triphenyltetrazolium formazan], $C_{19}H_{16}N_4$) nas concentrações de 3 a 27 ppm diluídas com metanol. Em seguida foi construído um gráfico de absorbância *versus* concentração para comparação com os dados das amostras. Através da curva padrão foram encontrados os valores das concentrações nas amostras de acordo com a equação da reta 9 (CASIDA; KLEIN; SANTORO, 1964):

$$y = ax + b \quad (9)$$

em que :

x = concentração da amostra;

y = absorbância;

b = interseção;

a = inclinação.

O valor da concentração encontrado foi expresso em mg/mL^{-1} . 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:

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

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.

3.5.2 Atividade da fosfatase ácida

A atividade da fosfatase ácida foi determinada segundo a metodologia de Tabatabai (1994). Foi pesado 0,1 g de solo seco em frascos de vidro com tampa, adicionou-se 0,2 mL de tolueno P.A, mais 4 mL de MUB pH 6,5 e 1 mL de solução de fosfato p-nitrofenil, em seguida de agitação para total mistura dos componentes. Os frascos foram tampados e levados a incubadora a 37°C por 1 hora. Após o tempo de incubação foi acrescentado 1 mL de solução de cloreto de cálcio (CaCl_2) 0,5 M e 4 mL de solução de hidróxido de sódio 0,5 M, agitando-se vigorosamente em agitador de tubos, filtrando a suspensão de solo em papel de filtro Whatman n° 12. Na sequência realizou-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro no comprimento de onda de 405 nm.

Através das curva padrão com concentrações de solução de p-nitrofenol calculou-se a quantidade de fosfato produzido com a reação enzimática. A atividade da fosfatase foi expressa em μg de p-nitrofenol (PNF) liberado g^{-1} solo por hora de acordo com a equação 10 (TABATABAI, 1994):

$$\text{p-Nitrofenol (mg . g}^{-1} \text{ de solo . h}^{-1}\text{)} = \frac{\text{C} \cdot \text{V}}{\text{Ps} \cdot \text{Sa} \cdot \text{t}} \quad (10)$$

em que:

C = concentração de p-nitrofenol medido (mg. mL^{-1} de filtrado);

V = volume da suspensão de solo em mililitros;

P_s = massa seca de 1 g de solo;

S_a = massa de solo usado na amostra (1 g);

t = tempo de incubação em horas.

3.5.3 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 (o substrato da urease) durante 2 horas.

Para cada amostra foram utilizados dois tubos de ensaio, sendo um para o controle e o outro da amostra. Para ambos, foram adicionados 5 g de solo. Em seguida adicionou-se 0,2 mL de tolueno para inibir o crescimento e a atividade microbiana e consequentemente 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 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 ($\text{KCl-Ag}_2\text{SO}_4$) (2,5 M) para interromper a reação (neutralizante). As amostras foram agitadas e adicionadas mais 15 mL de cloreto de potássio/sulfato de prata ($\text{KCl-Ag}_2\text{SO}_4$) 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 (H_2SO_4 P.A.) 0,005 M com auxílio de agitador magnético.

Os resultados foram expressos em micrograma de NH₄ – N por grama de solo seco, em 2 horas ($\mu\text{g g}^{-1} \cdot 2 \text{ h}^{-1}$). A determinação da atividade da urease foi realizada conforme a equação 11 (TABATABAI; BREMNER, 1972):

$$\text{Urease} = \frac{(C \cdot 40)}{Pss \cdot 5} \quad (11)$$

em que:

C = quantidade de ácido gasto na titulação;

40 = quantidade de KCl-Ag₂SO₄ adicionado;

Pss = massa seco de 1 g de solo;

5 = massa do solo inicial.

3.6 Contagem de microrganismos

3.6.1 Bactérias totais e fungos filamentosos cultiváveis

As populações de bactérias e fungos filamentosos foram determinadas por contagem indireta, estimando-se unidades formadoras de colônias (UFC) de amostras diluídas em série, de acordo com Pelczar, Chang e Krieg (1996). Amostras de 15 g de solo foram suspensas em 135 mL de solução salina esterilizada (NaCl 0,015 M), e agitadas por 30 minutos em agitador horizontal regulado para 125 rpm. A partir das suspensões diluídas até 10⁻⁵ foram retiradas alíquotas de 0,1 mL, inoculadas na superfície de meios de cultivo em placas de Petri (Tabela 2). Foram preparadas três placas para cada diluição e cada amostra de solo.

Tabela 3. Meios de cultura para estimar populações de bactérias totais e fungos filamentosos no solo.

COMPOSTO	UNIDADE	ÁGAR NUTRIENTE	MEIO DE MARTIN
Peptona	g/l	5,00	5,00
Extrato de carne	g/l	3,00	-
Agar	g/l	15,00	-
D-glicose	g/l	-	10,00
KH ₂ PO ₄	g/l	-	1,00
MgSO ₄ . 7H ₂ O	g/l	-	0,50
Rosa bengala (1:30.000)	g/l	-	0,30
Nistatina	UI/l*	75.000	-
Benzilpenicilina benzatina	UI/l	-	70.000

*Unidade internacional/litro.

O número de UFC de bactérias e de fungos totais foi estimado após 24, 48 e 72 horas de incubação das placas, respectivamente, até não mais se observarem variações em população. As colônias foram contadas com auxílio de lupa (aumento de 6 x).

3.6.2 Fungos micorrízicos arbusculares

3.6.2.1 Extração dos esporos de FMA

Para a contagem de esporos de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) foi empregado o método de peneiramento via úmido proposto por Gerdemann e Nicolson (1963), seguido de centrifugação e flutuação em sacarose. A amostra de solo (100 mL) foi suspendida em 1 L de água e agitada vigorosamente para permitir a suspensão das partículas e a desagregação dos agregados maiores de solo, em seguida, foi feita a decantação por aproximadamente 2 min, para que as partículas maiores que os esporos pudessem sedimentar. O sobrenadante é passado através de peneiras de 0,2 mm de abertura de malha e lavado na peneira nº 400 (0,036 mm). Os esporos retidos na peneira de nº 400 foram transferidos para

um tubo de centrífuga com capacidade para 100 mL, onde se completou o volume com água e centrifugada por 5 min a 1750 rpm.

Em seguida, o sobrenadante foi cuidadosamente descartado e adicionado solução concentrada de sacarose (50%) nos tubos de centrífuga, seguindo de uma nova centrifugação na mesma rotação durante 60 segundos. O sobrenadante foi vertido numa peneira nº400, lavando em água corrente para eliminação do açúcar. Depois, a suspensão foi colhida em frasco, para estimar o número total de esporos de FMA ao microscópio ótico (40 a 100 x), utilizando-se uma placa de Petri riscada a intervalos de 0,5 cm. Posteriormente, os diferentes morfotipos de esporos desses fungos do solo foram separados e quantificados, montadas lâmina e identificadas as espécies de FMA utilizando chaves especializadas de identificação (MORTON, 1988), descrições de espécies foram fornecidas pelo banco de dados do laboratório de Schüßler e Walker (2010) e a International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi - INVAM.

3.6.2.2 Índices ecológicos

Neste trabalho os índices ecológicos foram utilizados segundo Laroca (1995), para expressar a riqueza de espécies, dominância, equitatividade e diversidade das comunidades de FMA (MAGURRAN, 2004; DANDAN; ZIWHEI, 2007), utilizando o software SAS versão 9.2 (SAS INSTITUTE, 2008) de acordo com as características de cada área, sendo os quais:

i) Abundância relativa de esporos (AR) – mede a porcentagem de esporos por espécie na amostra sendo calculada pela fórmula:

$$RA = \frac{n^{\circ} \text{ de esporos da espécie (gênero)}}{n^{\circ} \text{ total de esporos na amostra}} \times 100\%$$

ii) Frequência relativa (FR) – indica a frequência da ocorrência de cada espécie, é medida pela fórmula:

$$FR = \frac{n^{\circ} \text{ de áreas onde a espécie ocorre}}{n^{\circ} \text{ total de áreas avaliadas}} \times 100\%$$

iii) **Densidade média de esporos (DS)** – é o número médio de esporos obtidos em 100 g/solo seco de cada área.

iv) **Índice de diversidade e equitatividade de Shannon (H')** e **(J')** – mede o grau de incerteza em prever a que espécies pertencerá um indivíduo escolhido, ao acaso, de uma amostra com S espécies e N indivíduos. Quanto menor o valor do índice, menor o grau de incerteza e, portanto, a diversidade da amostra é baixa. A diversidade tende a ser alta, quanto maior o valor do índice, sendo calculado por meio da fórmula:

$$H' = - \sum P_i \cdot n_i \cdot P_i$$

em que:

$P_i = n_i/N$; n_i = abundância de i espécies; e N = abundância total de espécies.

Como medida de heterogeneidade, o índice de Shannon leva em conta o grau de equitatividade da abundância das espécies. Apesar disso, é possível calcular a equitatividade separadamente, pela fórmula:

$$J' = \frac{H'}{H_{\max}}$$

Onde, a diversidade máxima (H_{\max}) poderia ser encontrada em uma situação onde todas as espécies possuíssem abundâncias iguais.

v) **Riqueza de espécies (RP)** – é o número de espécies detectadas em cada amostra.

3.7 Análise estatística

Os valores dos atributos químicos e microbiológicos do solo no pomar e na vegetação natural foram analisados estatisticamente, expressando-se médias e estimando a significância para contrastes estabelecidos com áreas e épocas, utilizando-se os testes de Tukey a 5%, utilizando-se o *software SAS* (versão 9.2) (SAS INSTITUTE, 2008).

As populações totais de esporos de FMA no solo rizosférico das plantas foram submetidas à análise de variância e a comparação das médias feitas pelos testes de Tukey a 5%. Para avaliar a variação na densidade de esporos e riqueza de espécies optou-se por utilizar a ANOVA com amostras pareadas quando da análise entre as áreas no mesmo período e amostras independentes quando da avaliação entre as épocas com auxílio do *software SAS* (versão 9.2) (SAS INSTITUTE, 2008).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Atributos químicos

A fertilidade química do solo variou para as áreas e as épocas amostradas (Tabelas 4 e 5). Constatou-se valores mais altos de pH em água e teor mais alto de cálcio trocável, fósforo, ferro, manganês e zinco disponíveis no solo sob a influência da sapotácea, clone BRS 228, em relação à área de vegetação natural, o que pode ser atribuído ao manejo de fertilizantes orgânicos no pomar. Por sua vez, o teor de magnésio foi mais alto na área controle, sem a influência das fruteiras, embora não diferisse do solo sob influência de sapotácea. Este fato evidencia que nas demais situações houve provavelmente esgotamento do magnésio.

Os teores de potássio variaram de 1,0 a 1,6 cmol_c/kg⁻¹ de solo, sendo considerados altos em relação a outros solos da região. Fialho *et al.* (2006) detectaram valores inferiores em solos sob vegetação natural e de cultivo na região da Chapada do Apodi, Ceará.

Entre as épocas de junho a dezembro houve tendência de diminuição dos teores de Mg (13,0 à 7,2 cmol_c/kg⁻¹), K (2,1 à 0,7 cmol_c/kg⁻¹), P (78,8 à 17,0 mg/kg⁻¹) e Zn (7,8 à 4,7 mg/kg⁻¹) (Tabela 4). Isso pode ser atribuído ao esgotamento desses elementos no solo em decorrência da sua absorção pelas plantas. Salienta-se que as doses mais altas de fertilizantes orgânicos foram aplicadas no sulco antes do plantio das fruteiras, e somente pequenas quantidades de elementos foram aplicadas em cobertura no solo.

Para os elementos cálcio e ferro observou-se interação significativa de áreas e épocas ($p<0,05$), sendo as médias dentro de cada fator comparadas (Tabela 5). Houve tendência de redução no teor de cálcio entre junho e dezembro para os solos sob influência do abacaxizeiro Imperial, do controle sem planta, sapotácea e da área de vegetação natural. Os teores de ferro, por sua vez, foram inferiores em setembro e na ocasião não variaram entre as diferentes situações de cobertura vegetal.

Contudo, as culturas influenciaram nos valores de pH e teores de magnésio e ferro, em comparação com o solo controle sem influência das fruteiras no pomar. Pela composição e quantidade de elementos químicos que foram fornecidos com a adubação orgânica, talvez o magnésio tenha sido insuficiente, diferente do potássio onde os valores no

pomar foram praticamente iguais comparados ao controle sem planta. Elementos como ferro, manganês e zinco parecem ter sido adequados.

Considerando níveis de fertilidade de solo, constatou-se que os teores de cálcio, magnésio e potássio foram baixos a médios para o solo sob influência dos abacaxizeiros MD2 e Imperial (Tabela 6 e 7). Houve certa variação nos níveis de nutrientes nos solos da sapotácea e controle sem planta, indicando média e alta fertilidade comparada ao solo da vegetação natural. Todos os solos avaliados apresentaram baixa acidez, exceto para o solo da vegetação natural que foi classificado de baixa a média. Esses valores, de acordo com Fernandes (1993), indicam uma fertilidade média do solo.

Tabela 4. Valores de pH em água e macro e micronutrientes do solo sob influência de abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, solo controle sem planta e da vegetação natural na fazenda Antônio Alberto, Trairi-CE.

ÁREAS	pH	Mg	K	P	Mn	Zn
	Água	cmol _c /kg ⁻¹	cmol _c /kg ⁻¹	mg/kg ⁻¹	mg/kg ⁻¹	mg/kg ⁻¹
	KCl	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich	Mehlich
Abacaxizeiro MD2	6,3 B	7,6 B	1,1 B	37,7 B	22,1 B	5,0 B
Abacaxizeiro Imperial	6,3 B	7,5 B	1,0 B	33,8 B	21,5 B	6,3 B
Sapotácea BRS 228	6,7 A	10,9 AB	1,6 A	92,4 A	36,3 A	11,1 A
Controle sem planta	6,4 B	14,2 A	1,1 B	39,1 B	19,5 BC	4,4 B
Vegetação natural	5,9 C	7,5 B	1,4 A	5,7 C	14,2 C	2,3 C
ÉPOCAS (mês/2010)						
Junho	6,4 A	13,0 A	2,1 A	78,8 A	23,3 A	7,8 A
Setembro	6,2 B	8,5 B	0,8 B	29,0 B	20,1 A	5,1 B
Dezembro	6,4 A	7,2 B	0,7 B	17,0 B	24,7 A	4,7 B
C.V. (%)	4,0	37,9	23,6	42,2	34,0	29,5

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey 5% de probabilidade.

Tabela 5. Teores de cálcio e ferro do solo sob influência de abacaxizeiro MD2 (AM), abacaxizeiro Imperial (AI), sapotácea BRS 228 (SA), solo controle sem planta (CN) e da vegetação natural (VN) na fazenda Antônio Alberto, Trairi-CE.

Época	AM	AI	SA	CN	VN	Média
Teor de Ca (cmol _c /kg ⁻¹)						
Junho	18,33Ab	14,90Ab	35,95Aa	16,35Ab	17,23ABb	20,55
Setembro	8,73Bc	14,35Abc	36,55Aa	15,28ABbc	22,60Ab	19,50
Dezembro	11,95ABA	12,35Aa	15,40Ba	9,03Ba	10,87Ba	11,92
Média	13,00	13,87	29,30	13,55	16,90	
CV = 22,1%						
Teor de Fe (mg/kg ⁻¹)						
Junho	33,25Aab	31,43Ab	44,30Aa	31,23Ab	20,05Abc	32,05
Setembro	10,45Ba	7,88Ba	9,75Ca	8,35Ba	12,25Ba	9,74
Dezembro	32,00Aa	31,23Aa	31,73Ba	25,63Aa	26,33Aa	29,38
Média	25,23	23,51	28,59	21,73	19,54	
CV = 23,5%						

Valores seguidos das mesmas letras, maiúsculas na coluna e minúsculas na linha, não diferem entre si no teste Tukey a 5% probabilidade.

Tabela 6. Níveis de fertilidade do solo para interpretação de resultados de análise química do solo.

Elemento - extrator	Unidade	Classificação		
		Baixa	Média	Alta
Cálcio – Ca ²⁺ KCl 1M	cmol _c /kg ⁻¹	0 – 15	16 – 40	>40
Magnésio – Mg ²⁺ KCl 1M	cmol _c /kg ⁻¹	0 – 5	6 – 10	>10
Potássio – K ⁺ Mehlich I	cmol _c /kg ⁻¹	0 – 1,15	1,18 – 2,30	>2,33
Fósforo – P Mehlich I	mg/kg ⁻¹	0 – 10	11 – 20	>21

Valores de pH em água para solo de acidez alta (< 5), média (5,1 a 5,9) e baixa (6,0 a 6,9); alcalinidade baixa (7,1 a 7,4), média (7,5 a 7,9) e alta (> 7,9). Fonte: Fernandes (1993).

Tabela 7. Valores percentuais de amostras analisadas para os níveis de fertilidade do solo sob influência de abacaxizeiro MD2 (AM), abacaxizeiro Imperial (AI), sapotácea BRS 228 (SA), solo controle sem planta (CN) e da vegetação natural (VN).

PARÂMETRO	AM			AI			SA			CN			VN		
	Baixa	Média	Alta												
Cálcio	58%	42%	---	67%	33%	---	17%	83%	---	58%	42%	---	50%	50%	---
Magnésio	33%	42%	25%	8%	75%	17%	8%	58%	34%	---	67%	33%	25%	67%	8%
Potássio	58%	42%	---	67%	33%	---	58%	8%	38%	67%	25%	8%	42%	42%	16%
Fósforo	---	42%	58%	---	25%	75%	8%	8%	84%	---	25%	75%	75%	25%	---
REAÇÃO															
Acidez	92%	8%	---	100%	---	---	67%	1%	---	100%	---	---	50%	50%	---
Alcalinidade	---	---	---	---	---	---	15%	---	---	---	---	---	---	---	---
Neutralidade	---	---	---	---	---	---	---	17%	---	---	---	---	---	---	---

4.2 Carbono orgânico

O carbono orgânico do solo foi superior na rizosfera de sapotáceas ($18,20 \text{ g C kg}^{-1}$ de solo) e sob cobertura de vegetação natural ($14,76 \text{ g C kg}^{-1}$ de solo), comparado as demais situações avaliadas (Tabela 8). Houve um aporte elevado de matéria orgânica no pomar, o que explica em parte este resultado. Provavelmente o efeito das raízes das sapotáceas e a maior heterogeneidade e diversidade da vegetação nativa influenciaram positivamente a diversidade e a atividade microbianas, resultando num estoque de carbono do solo. Já no solo sob os abacaxizeiros MD2, Imperial e o solo da área controle sem plantas os teores foram intermediários e não diferiram entre si, variando de $9,49$ a $11,17 \text{ g C kg}^{-1}$ de solo.

Sampaio, Araújo e Santos (2008), avaliando indicadores de qualidade do solo em sistemas de cultivo convencional e orgânico de frutas no estado do Piauí, detectaram comportamento similar ao obtido neste estudo, onde o teor de CO nos solos amostrados na área de vegetação natural foi significativamente superior às áreas cultivadas ocupadas com fruteiras. Isso deve-se ao fato que em ecossistemas naturais ocorre adição constante e permanente de resíduos orgânicos que pode proporcionar aumento nos teores de CO do solo.

No entanto, a diminuição nas concentrações de carbono no solo devido às mudanças de ecossistemas naturais para sistemas agrícolas já foi relatado em vários trabalhos (ISLAM; WEIL, 1999; JACKSON *et al.*, 2002; JIMÉNEZ *et al.*, 2007). O acúmulo de carbono no solo depende da quantidade de material orgânico depositado no solo e de sua taxa de decomposição. Sendo assim, em pomares, espera-se que a biomassa depositada no solo seja variável no tempo, ao contrário de vegetações já estabelecidas, onde a deposição dessa biomassa tende a ser estável.

O teor de carbono orgânico (CO) no mês de junho foi significativamente superior às demais épocas de amostragem do solo. Ressaltando-se que esta época representa o final do período de chuvas na região (Figura 2). Mesmo com pomar irrigado percebe-se que houve queda no estoque de CO, em setembro e dezembro, e não havendo diferenças estatísticas entre estes períodos (Tabela 8).

4.3 Carbono da biomassa microbiana

Na área sob influência da vegetação natural observou-se maior valor de carbono microbiano do solo ($99,72 \mu\text{g CBM g}^{-1}$), porém não houve diferença significativa entre este sistema e a área do abacaxizeiro MD2 e sapotácea BRS 228 ($p>0,05$) (Tabela 8). Isso pode ter sido devido ao aporte de material orgânico incorporado ao solo e por exsudação das raízes favorecendo a atividade da microbiota. Estudos realizados por Cardoso *et al.* (2009) indicaram uma condição mais favorável à microbiota do solo, atribuída, possivelmente, a um aporte contínuo e variado de substratos orgânicos provenientes da maior diversidade de espécies na vegetação nativa e com diferentes graus de suscetibilidade à decomposição. Matsuoka, Mendes e Loureiro (2003) e Santos *et al.* (2008) encontraram valores de biomassa microbiana maiores em áreas de vegetação nativa em relação a áreas cultivadas, devido, principalmente, à maior deposição de resíduos orgânicos no solo, à grande quantidade de raízes e níveis mais adequados de temperatura e umidade.

O valor de CBM nos solos sob influência do abacaxizeiro Imperial foi baixo ($47,02 \mu\text{g CBM g}^{-1}$ solo), provavelmente houve pouco crescimento das plantas e poucos exsudatos sendo liberados ao solo e baixa atividade respiratória, sugerindo que a microbiota estaria metabolicamente pouco ativa. As amostras de solo sob cultivo dos abacaxizeiros MD2, Imperial e sapotácea não diferiram para a área do controle sem influência das fruteiras ($p<0,05$).

Nas épocas de junho a setembro constatou-se valores mais altos de CBM comparados ao mês de dezembro (Tabela 8). Isso pode ser devido a falta de umidade do solo, sendo que o mês de setembro representa a época seca do ano (Figura 2). Monokroussos, Papatheodorou e Stamou (2008), comparando sistemas de cultivo orgânico e convencional, constataram maior teor de CBM no período seco do ano.

4.4 Quociente microbiano

De maneira geral, o quociente microbiano ($q\text{MIC}$) variou pouco entre as áreas e as épocas (Tabela 8). Os valores mais altos foram detectados no solo sob cultivo do abacaxizeiro MD2 e na área sob vegetação natural (Tabela 8), indicando maior contribuição da biomassa

microbiana para o carbono orgânico do solo, tendo em vista que, a relação funciona como um indicativo do aporte de carbono da biomassa microbiana em relação ao carbono orgânico do solo. O valor mais alto de $q\text{MIC}$ no solo sob influência do abacaxizeiro MD2 pode ser em decorrência do baixo teor de CO observado nesta área. Por sua vez, no caso do solo sob vegetação natural, o maior $q\text{MIC}$ sugere que o CO encontrava-se disponível para a microbiota do solo. Diferente deste trabalho, Xavier *et al.* (2006) estudando sistemas de produção orgânica de acerola comparado a vegetação natural na região da Chapada da Ibiapaba, Ceará, não identificaram diferença nos valores de $q\text{MIC}$ em áreas de cobertura diferente.

Não houve diferenças significativas para $q\text{MIC}$ em áreas de cultivo do abacaxizeiro Imperial, da sapotácea BRS 228 e da área controle sem a influência das fruteiras (Tabela 8). Estas situações apresentaram os menores valores de $q\text{MIC}$ e que pode ser indicativo de menor disponibilidade de carbono como substrato para o crescimento dos microrganismos.

Já entre as épocas de coleta do solo, os meses de junho e setembro apresentaram valores superiores de $q\text{MIC}$, mas também não diferindo significativamente entre si (Tabela 8).

4.5 Respiração basal

Nas áreas de pomar houve pouca variação de atividade da respiração basal comparado a área de vegetação natural (Tabela 8). Observou-se valores mais baixos deste atributo variando de 3,57 a 3,94 mg C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹, para controle sem plantas e abacaxizeiro Imperial, respectivamente.

A taxa de RB do solo sob influência de vegetação natural apresentou as maiores perdas CO₂ (5,45 mg C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹), que deve ter sido ocasionada pela constante incorporação de resíduos, com acúmulo de matéria orgânica em frações lábeis promovendo uma alta atividade biológica sobre esse material, liberando CO₂. Essa maior atividade, possivelmente, está associada ao tamanho da biomassa microbiana, como pode ser observado na tabela 8 onde, de maneira geral, percebe-se que houve uma tendência de maior conteúdo de CBM na área de vegetação natural. Resultados semelhantes foram constatados em estudos realizados por Rosa *et al.* (2003) e Fialho *et al.* (2006) em áreas de sistema de plantio direto e em pomar de fruteiras comparado a áreas de vegetação natural.

O solo sob sapotácea BRS 228 também indicou perdas consideráveis de CO₂ (4,94 mg C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹) e que não diferiram da área de vegetação natural (Tabela 8).

Os valores de CO₂ desprendidos do solo coletado nas diferentes épocas apresentaram diferenças estatísticas (Tabela 8), ocorrendo as maiores e menores perdas em setembro e junho, (6,28 e 2,10 mg C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹), respectivamente.

A esperada tendência de maior atividade respiratória da biomassa microbiana nos sistemas com menor intensidade de manejo do solo, conforme reportado em outros trabalhos (COSTA; GUEDERT; SOUZA, 2006; HUNGRIA *et al.*, 2009; MERILES *et al.*, 2009; FRAZÃO *et al.*, 2010), foi comprovada no presente estudo.

4.6 Quociente metabólico

Os resultados desse indicador mostraram que as maiores perdas de carbono aconteceram nos solos sob influência da sapotácea BRS 228 e do abacaxizeiro Imperial compreendidos entre 0,000113 e 0,000096 mg C-CO₂⁻¹ g⁻¹ CBM h⁻¹ (Tabela 8).

Na comparação com a vegetação natural, não houve diferença significativa entre os solos do abacaxizeiro MD2 e controle sem plantas, apresentando os menores valores de $q\text{CO}_2$ (Tabela 8).

Os menores resultados de $q\text{CO}_2$ encontrados na vegetação natural e no controle sem planta, indicam que esses sistemas de uso da terra com menor interferência humana, apresentam menor perda de CO₂ para a atmosfera. Portanto, sua biomassa é mais eficiente na ciclagem de nutrientes e armazenamento de carbono. Enquanto os resultados dos solos sob sapotácea BRS 228 e abacaxizeiro imperial sugerem que esses sistemas não estão em equilíbrio, perdendo mais CO₂ para a atmosfera (Tabela 8). Isto está de acordo com Baretta *et al.* (2005), que afirma que a floresta nativa é um sistema mais conservativo, com menores perdas de carbono.

Quando comparados entre as épocas de junho a dezembro, observou-se certa tendência de diminuição de $q\text{CO}_2$. Houve diferenças significativas entre os meses avaliados ($p<0,05$), ocorrendo no mês de dezembro os valores mais altos (Tabela 8). Estes resultados levam a sugerir que populações microbianas tem baixa necessidade energética em áreas sob manejo orgânico.

De acordo com Tótola e Chaer (2002), baixos valores de $q\text{CO}_2$ refletem ambiente mais estável ou mais próximo do seu estado de equilíbrio e, ao contrário, valores elevados são indicativos de ecossistemas submetidos a condição de estresse ou distúrbio.

4.7 Glomalina

Os teores de glomalina total (BRSP) tiveram comportamento semelhante aos observado para carbono orgânico, sendo que o solo sob sapotácea apresentou o maior valor da proteína fúngica ($0,41 \text{ mg BRSP g}^{-1}$ solo), não diferindo estatisticamente do solo sob vegetação natural (Tabela 8), e com cerca de 50% acima dos valores de BRSP em relação às outras situações (Tabela 8). Tal fato provavelmente foi devido a uma maior atividade de FMA nessas áreas. Resultados semelhantes foram encontrados por Purin, Filho e Stürmer (2006), avaliando impactos de cultivo em pomar convencional e orgânico de macieiras, comparando-as com um campo nativo, onde a quantidade de BRSP foi superior.

Segundo Gollotte, Tuinen e Atkinson (2004), em ecossistemas naturais onde coexistem diferentes espécies vegetais, a colonização radicular por FMA pode ser facilitada pelo contato raiz-a-raiz e por uma mistura de exsudatos radiculares de diferentes plantas, para atenuar o alcance dessa seletividade ecológica. Não houve diferença significativa nos solos sob influência dos abacaxizeiros MD2 e Imperial com o controle sem planta, variando de $0,18$ a $0,23 \text{ mg BRSP g}^{-1}$ solo.

Já entre as épocas, a proteína glomalina quantificada no mês de junho foi superior às coletas de setembro e dezembro (Tabela 8). Não houve diferença significativa entre as épocas de setembro e dezembro ($p>0,05$), confirmado assim, a sua alta estabilidade no solo, conforme vários autores já sugeriram (ZHU; MILLER, 2003; NICHOLS, 2008; HE; LI; ZHAO, 2010).

Segundo Johnson *et al.* (2002), e Mumme, Rillig e Six (2006), mudanças nos fatores bióticos e abióticos do solo, como pH, composição química do solo, microbiota do solo e outros, podem afetar a interação entre fungos e planta hospedeira e, assim, alterar a atividade desses fungos.

Entretanto, solos sob vegetação natural e com constante acréscimo de biomassa vegetal, o aporte de carbono e nutrientes tende a ter maior relação com coberturas que apresentam ambiente mais favorável para a comunidade microbiana e, consequentemente,

maior atividade dos fungos micorrízicos que por meio de suas hifas favorecem a produção de glomalina. A maior quantidade de carbono observado na área sob vegetação natural pode ter relação direta com o teor de glomalina do solo. Rillig *et al.* (2001) relataram que atributos do solo, vegetação e clima podem influenciar a deposição de glomalina no solo.

Tabela 8. Teores médios de carbono orgânico (CO), carbono da biomassa microbiana (CBM), respiração basal (RB), quocientes metabólico ($q\text{CO}_2$) e microbiano ($q\text{MIC}$) e glomalina do solo (BRSP) com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.

ÁREAS	CARBONO ORGÂNICO	CARBONO DA BIOMASSA	RESPIRAÇÃO BASAL	$q\text{CO}_2$	$q\text{MIC}$	GLOMALINA
	g CO Kg ⁻¹ solo	µg CBM g ⁻¹ solo	mg C-CO ₂ kg ⁻¹ solo h ⁻¹	mg C-CO ₂ g ⁻¹ CBM h ⁻¹	µg CBM 100 ⁻¹ µg CO solo	mg BRSP g ⁻¹ solo
Abacaxizeiro MD2	9,49 ± 3,46 C	76,66 ± 27,47 AB	3,79 ± 1,26 B	0,000058 ± 3,12 C	0,86 ± 0,27 A	0,18 ± 0,15 B
Abacaxizeiro Imperial	10,37 ± 3,57 C	47,02 ± 16,04 B	3,94 ± 1,64 B	0,000096 ± 5,54 AB	0,48 ± 0,16 BC	0,21 ± 0,14 B
Sapotácea BRS 228	18,20 ± 4,11 A	70,02 ± 48,26 AB	4,94 ± 2,42 A	0,000113 ± 9,61 A	0,38 ± 0,25 C	0,41 ± 4,13 A
Controle sem planta	11,17 ± 2,11 BC	61,98 ± 17,62 B	3,57 ± 1,54 B	0,000059 ± 2,01 BC	0,57 ± 0,19 BC	0,23 ± 0,12 B
Vegetação natural	14,76 ± 2,56 AB	99,72 ± 37,74 A	5,45 ± 3,15 A	0,000054 ± 3,28 C	0,69 ± 0,28 AB	0,36 ± 0,13 A
ÉPOCAS (mês/2010)						
Junho‡	14,44 ± 5,37 A	80,89 ± 32,70 A	2,10 ± 0,49 C	0,000028 ± 1,02 C	0,61 ± 0,23 A	0,43 ± 0,11 A
Setembro†	11,72 ± 4,73 B	82,92 ± 38,21 A	6,28 ± 1,63 A	0,000087 ± 3,95 B	0,75 ± 0,30 A	0,22 ± 0,12 B
Dezembro†	12,24 ± 2,87 AB	49,43 ± 24,27 B	4,63 ± 1,45 B	0,000113 ± 6,79 A	0,43 ± 0,22 B	0,18 ± 0,11 B
C.V. (%)	22,3	30,6	13,4	36,1	32,7	26,0

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

† período seco, ‡ período úmido.

4.8 Atividade da desidrogenase

A atividade da desidrogenase variou nas áreas de pomar (Tabela 9). O solo sob a influência do abacaxizeiro Imperial apresentou maior atividade dessa enzima em comparação com as demais situações avaliadas, porém não diferindo significativamente do solo sob a influência do abacaxizeiro MD2 (Tabela 9). Para o solo rizosférico de sapotácea foi detectada a menor atividade da enzima, em relação às demais situações do pomar, porém não diferindo da área de vegetação natural.

A coleta realizada no mês de setembro apresentou valores mais elevados desta enzima (Tabela 9). Já as coletas de junho e dezembro apresentaram valores pouco inferiores quando comparadas a de setembro, porém não ocorreu diferença significativa entre essas épocas de coleta (Tabela 9), indicando assim que os solos eram metabolicamente ativos na época seca (Figura 2).

De forma geral, os solos sob a influência das fruteiras no pomar demonstraram maior atividade da desidrogenase comparado ao solo da vegetação nativa. Isso pode estar relacionado ao aumento da umidade do solo sendo o pomar irrigado. Estes dados são condizentes com resultados obtidos por Quilchano e Maranón (2002) e Ralte *et al.* (2005).

4.9 Atividade da fosfatase ácida

A atividade da fosfatase ácida variou pouco entre as situações avaliadas no pomar, porém maior valor foi detectado na segunda época de coleta do solo (Tabela 9). A atividade da fosfatase ácida apresentou o seu máximo na área de vegetação nativa ($6,29 \mu\text{g PNP g}^{-1} \text{ solo h}^{-1}$). Essa atividade pode estar relacionada com o menor revolvimento do solo e maior teor de carbono orgânico detectado também no solo de vegetação natural. Roldan *et al.* (2004), estudando diferentes sistemas de manejo, também detectou valores mais elevados da enzima fosfatase ácida em área de vegetação nativa.

Os solos sob a influência de sapotáceas apresentaram a maior atividade da fosfatase ácida ($3,86 \mu\text{g PNP g}^{-1} \text{ solo h}^{-1}$), embora não houvesse diferenças entre os solos sob a influência do abacaxizeiro Imperial. Estes dados diferem das observações feitas por Almeida *et al.* (2008) e Jakelaitis *et al.* (2008), em relação as áreas de vegetação e cultivadas.

Estes autores observaram uma menor atividade da enzima fosfatase em área de vegetação natural.

Entre épocas, valores mínimos da atividade da fosfatase ácida foram detectados no mês de junho de 2010 (Tabela 9). A baixa atividade da fosfatase ácida nessas amostras deve-se provavelmente ao baixo valor de matéria orgânica, comportamento já observado em outros estudos (ALVARENGA *et al.*, 2008; HINOJOSA *et al.*, 2008; MARTINEZ *et al.*, 2008), indicando que a matéria orgânica influencia na atividade da fosfatase.

De modo geral, entre as situações avaliadas, as áreas sob a vegetação natural apresentaram uma maior atividade de fosfatase ácida, e o mesmo foi observado na segunda época de coleta entre as situações de cobertura do solo (Tabela 9). D'Andréa *et al.* (2002) relataram que a cobertura do solo refletia na microbiota do solo, que é estimulada pelo fornecimento de materiais orgânicos.

4.10 Atividade da urease

A atividade da urease foi inferior nos solos do pomar em relação a área de vegetação natural (Tabela 9). Ocorreu uma leve variação desta enzima entre os sistemas estudados e grande variação entre as épocas de coleta do solo, sendo nas amostras de dezembro detectadas menor atividade da urease.

Os maiores valores de urease foram detectados no solo sob as sapotáceas e a vegetação natural, seguidos de valores da área sem influência das fruteiras no pomar e dos abacaxizeiros. A generalidade das amostras indica a existência de maior atividade de urease no solo rizosférico. Os baixos valores de urease observados na área sob a influência dos abacaxizeiros pode ser devido ao tamanho reduzido de suas raízes, quando comparadas ao sistema radicular de sapotáceas e plantas da área de vegetação natural.

O valor elevado de urease na área de vegetação natural pode estar relacionada também com o teor de carbono orgânico detectado no sistema, indicando que a matéria orgânica, além de servir de substrato para a microbiota, pode estar protegendo no solo. Marriel *et al.* (2005) encontraram maior atividade da urease no solo sob floresta em relação a áreas cultivadas com milho, crotalária e mucuna.

Tabela 9. Valores da atividade desidrogenase, fosfatase ácida e urease com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.

ÁREAS	DESIDROGENASE	FOSFATASE ÁCIDA	UREASE
	$\mu\text{L H g}^{-1} \text{ solo}$	$\mu\text{g PNP g}^{-1} \text{ h}^{-1}$	$\mu\text{g NH}_4 \text{ g}^{-1} \text{ solo 2 h}^{-1}$
Abacaxizeiro MD2	$3,47 \pm 1,06 \text{ AB}$	$1,36 \pm 1,00 \text{ C}$	$3,31 \pm 0,99 \text{ C}$
Abacaxizeiro Imperial	$4,11 \pm 1,78 \text{ A}$	$2,98 \pm 1,96 \text{ B}$	$3,62 \pm 0,58 \text{ C}$
Sapotácea BRS 228	$1,68 \pm 1,95 \text{ D}$	$3,86 \pm 1,98 \text{ B}$	$7,40 \pm 3,10 \text{ A}$
Controle sem planta	$3,00 \pm 0,89 \text{ BC}$	$3,60 \pm 2,10 \text{ B}$	$3,71 \pm 0,90 \text{ C}$
Vegetação Natural	$2,32 \pm 1,48 \text{ CD}$	$6,29 \pm 1,17 \text{ A}$	$5,00 \pm 1,68 \text{ B}$
ÉPOCAS (mês/2010)			
Junho	$2,71 \pm 1,16 \text{ B}$	$1,27 \pm 1,16 \text{ C}$	$4,40 \pm 0,41 \text{ B}$
Setembro	$3,88 \pm 1,59 \text{ A}$	$5,38 \pm 3,21 \text{ A}$	$5,62 \pm 3,38 \text{ A}$
Dezembro	$2,16 \pm 1,24 \text{ B}$	$4,21 \pm 1,32 \text{ B}$	$3,83 \pm 1,47 \text{ C}$
C.V. (%)	28,1	21,5	16,1

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

4.11 Bactérias totais cultiváveis

As populações de bactérias do solo cultiváveis variaram de 5,82 a 7,23 log UFC g⁻¹ solo seco (Tabela 10). Em outros ambientes foram observados valores superiores. Acosta-Martínez *et al.* (2008) avaliando densidade bacteriana de solo no Parque Ilton Ferreira Coutinho em Tangará da Serra, MT, detectaram maior número destes em época chuvosa comparada a época seca.

A maior população de bactérias foi detectada no solo rizosférico das sapotáceas (7,23 log UFC g⁻¹ solo seco), apresentando diferenças significativas em relação às demais situações, exceto em relação ao abacaxizeiro Imperial. A alta densidade de bactérias pode estar relacionado a maior quantidade de raízes, visto que estas são fontes de carbono para os microrganismos do solo. Semelhantes observações foram feitas por Müller, Campos e Guimarães (2010), ao analisar a dinâmica microbiana do solo de Campo Novo do Parecis/MT em áreas cultivadas com amendoim.

As populações de bactérias foram inferiores na área de vegetação natural e diferiram estatisticamente ($p<0,05$) das demais áreas estudadas, o que pode ter sido atribuído à influência de condições de pouca umidade e baixo pH do solo na área de vegetação natural. Ressalta-se, ainda, que nas áreas de pomar o solo apresentou melhor condição de umidade devido a irrigação, criando-se micro clima no solo favorável para desenvolvimento das bactérias. A adubação orgânica do pomar também pode ter propiciado condições favoráveis às bactérias do solo. Este resultado difere do observado por Melloni *et al.* (2001), que verificaram aumento na comunidade microbiana num ecossistema natural, comparado ao solo cultivado.

Apesar da baixa quantidade de bactérias totais cultiváveis, observou-se maior diversidade morfológica de colônias para a condição de solo sob vegetação natural, o que já era esperado, e pode estar relacionado à diversidade de espécies de plantas nativas na área. Para tanto, Nakatani *et al.* (2008) avaliando a densidade e estrutura de comunidades microbianas, concluíram que a diversidade vegetal altera a estrutura de comunidades bacterianas no solo.

Quando comparadas as épocas de coletas do solo, observou-se redução significativa nas populações de bactérias cultiváveis em todas as áreas de junho para dezembro de 2010 (Tabela 10), o que pode ser atribuído à influência de condições ambientais como umidade e temperatura do solo.

A presença de bactérias no solo pode estar relacionada ainda a reações comportamentais, podendo algumas espécies ter estratégias de sobrevivência diferenciadas. Entretanto, de acordo com Golovlev (2001), a concepção de estratégia ecológica proposto para os organismos superiores é pouco ou inaplicável a bactérias do solo.

4.12 Fungos filamentosos cultiváveis

As populações de fungos filamentosos cultiváveis sofreram alterações pelas coberturas vegetais no pomar em relação ao solo controle (sem influência das fruteiras) e da área de vegetação natural (Tabela 10). Os valores em *log* de populações de fungos filamentosos cultiváveis situaram-se entre 4,45 a 4,63 UFC g⁻¹ solo seco. Porém, houve uma maior diversidade cultural de colônias de fungos no solo proveniente da área de vegetação natural, tal qual tinha sido observado para bactérias. Este fato pode estar relacionado à diversidade de plantas (KLICH, 2002) e da matéria orgânica e o pH do solo. Segundo Mollea, Bosco e Ruggeri (2005) e Atagana, Haynes e Wallis (2006), os fungos são capazes de crescer melhor sob condições de estresse e em solos com baixos valores de pH, pobres em nutrientes, comparadas às bactérias. Da mesma forma, Oliveira *et al.* (2008) verificaram que os fungos apresentam uma capacidade de se adaptar em meios com baixa atividade de água e condições de baixa umidade relativa.

Melz e Tiago (2009) avaliaram a densidade de fungos filamentosos de amostras de solo no parque Ilto Ferreira Coutinho em Tangará da Serra, MT e observou populações superiores no período chuvoso em relação ao solo seco. Porém, no presente trabalho detectaram-se populações mais altas de fungos nos solos coletados no mês de junho (5,02 log UFC g⁻¹ solo seco), representando o final da estação chuvosa. Não houve diferenças para solos coletados em setembro e dezembro ($p>0,05$) (Tabela 10), representando a época seca.

Tabela 10. Valores da atividade de bactérias totais e fungos filamentosos com os respectivos erros-padrão observados na rizosfera de diferentes plantas de cobertura em três épocas no semiárido cearense.

ÁREAS	BACTÉRIAS TOTAIS	FUNGOS FILAMENTOSOS
	Log10 UFC g ⁻¹ solo	Log10 UFC g ⁻¹ solo
Abacaxizeiro MD2	6,78 ± 0,38 BC	4,48 ± 0,24 A
Abacaxizeiro Imperial	6,92 ± 0,46 AB	4,45 ± 0,42 A
Sapotácea BRS 228	7,22 ± 0,45 A	4,60 ± 0,58 A
Controle sem planta	6,38 ± 0,34 C	4,63 ± 0,49 A
Vegetação Natural	5,82 ± 0,61 D	4,57 ± 0,38 A
ÉPOCAS (mês/2010)		
Junho	6,78 ± 0,34 A	5,02 ± 0,26 A
Setembro	6,63 ± 0,81 AB	4,36 ± 0,30 B
Dezembro	6,46 ± 0,72 B	4,26 ± 0,20 B
C.V. (%)	4,5	4,8

*Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

4.13 Fungos micorrízicos arbusculares

No estudo de FMA foram recuperados ao todo 20.709 esporos e identificadas 23 espécies de fungos micorrízicos arbusculares, pertencentes a nove gêneros (Figura 4). Algumas características morfológicas dos esporos desses fungos do solo podem ser observadas na tabela 12.

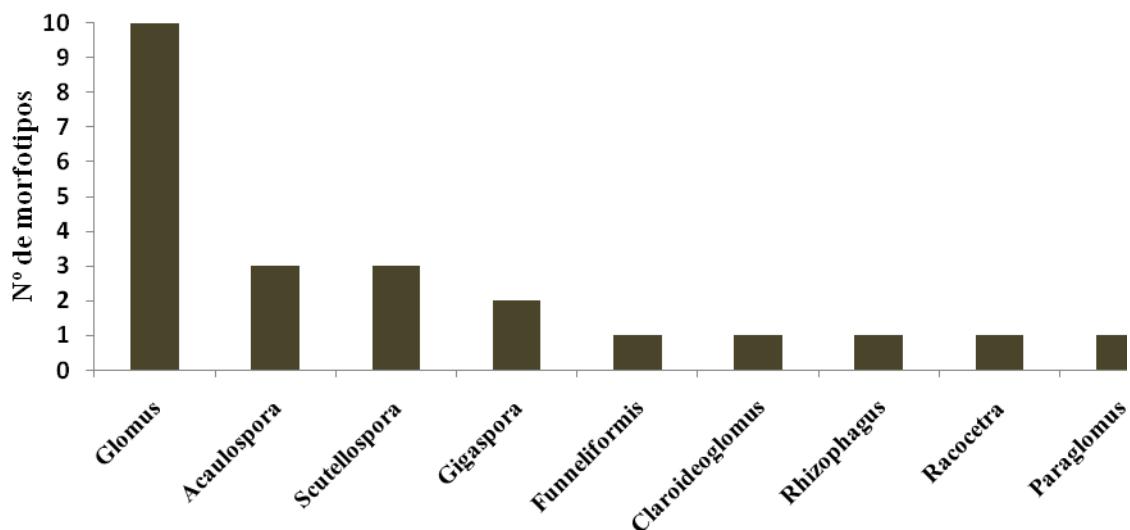


Figura 4. Morfotipos de FMA (esporos) detectados em pomar e área de vegetação natural em Trairi/CE.

Na área de vegetação natural foram identificadas 21 espécies de FMA, sendo seguido por solos sob a influência das sapotáceas BRS 228 (18 espécies), do abacaxizeiro Imperial (18 espécies), da área sem influência das fruteiras (15 espécies) do abacaxizeiro MD2 (14 espécies) (Tabela 11).

O maior número de espécies de FMA pertenceu ao gênero *Glomus* (*Glomus sp. 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9; G. macrocarpum* Tulasne & Tulasne e *G. microcarpum* Tul. & C. Tul.), seguido dos gêneros *Acaulospora* (*Acaulospora paulinea* Blaszk, *A. foveata* Trapper & Janos, *A. laevis* Gerd & Trappe), *Scutellospora* (*Scutellospora biornata* Spain, Sieverd. & S. Toro, *S. projecturata* Kramad. & Walker, *S. fulgida*), *Gigaspora* (*Gigaspora decipiens* I.R. Hall & L.K. Abbot, *G. margarita* Becker & Hall), *Rhizophagus* (*Rhizophagus clarus* Spain, Sieverd. & S. Toro), *Claroideoglomus* (*Claroideoglomus etunicatum* (W. N. Becker & Gerd.)), *Paraglomus* (*Paraglomus occultum* (C. Walker) J. B. Morton & D. Redecker), *Racocetra* (*Racocetra castanea* (C. Walker) Oehl, F. A. Souza & Sieverd) e *Funneliformis*

(*Funneliformis geosporum* (Nicol. & Gerd.) Walker) (Tabela 11). As porcentagens de esporos de cada espécie podem ser observadas na figura 5.

Carvalho *et al.* (2012), estudando diversidade de FMA na Serra do Cipó, Brasil, identificaram gêneros com maior número de espécies similar a este trabalho, sendo *Glomus* (19 espécies), *Acaulospora* (13 espécies) e *Scutellospora* (4 espécies).

Tabela 11. Número de espécies de FMA e sistemas onde foram encontrados em diferentes áreas no município de Trairi-CE.

Espécie	AM	AI	SA	CN	VN
<i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk	+	+	+	+	+
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	-	+	-	-	+
<i>Acaulospora laevis</i> Gerd & Trappe	+	-	+	-	-
<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbot	+	+	+	+	+
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp1.	+	+	+	+	+
<i>Glomus macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp2.	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp3.	-	+	+	+	+
<i>Glomus microcarpum</i> Tul. & C. Tul.	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp4.	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp5.	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp6.	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> sp7.	-	-	+	-	+
<i>Glomus</i> sp8.	-	-	-	-	+
<i>Funneliformis geosporum</i> (Nicol. & Gerd.) Walker	-	-	-	-	+
<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W. N. Becker & Gerd.)	+	+	+	+	+
<i>Rhizophagus clarus</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	+	+	+	+	+
<i>Scutellospora biornata</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	-	+	+	+	+
<i>Scutellospora projecturata</i> Kramad. & Walker	-	+	+	-	+
<i>Scutellospora fulgida</i>	-	+	-	-	+
<i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F. A. Souza & Sieverd	-	+	-	-	-
<i>Paraglomus occultum</i> (C. Walker) J. B. Morton & D. Redecker	+	+	+	+	+

“+” Presença; “-” Ausência. (AM= Abacaxizeiro MD2; AI= Abacaxizeiro Imperial; SA= Sapotácea BRS 228; CN= Controle sem planta; VN= Vegetação natural).

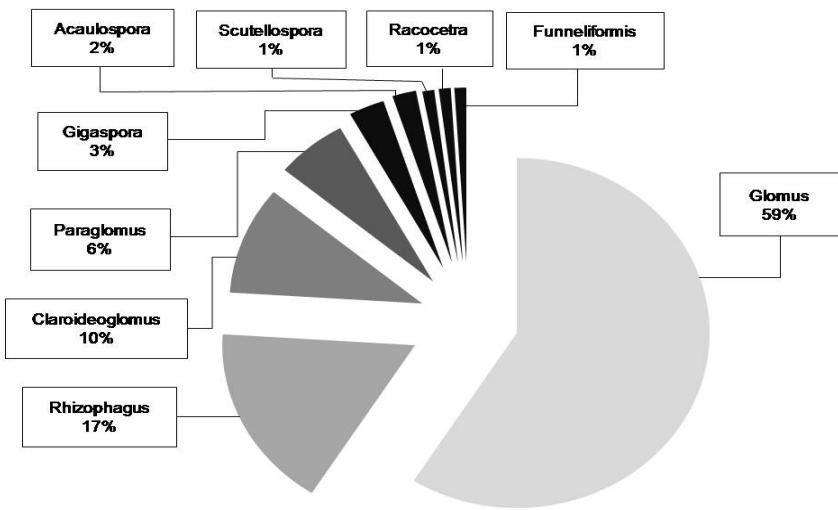


Figura 5. Porcentagem de espécies em cada gênero de FMA, em relação ao número total de espécies identificadas nos levantamentos nas três épocas de coleta.

O gênero *Glomus* foi detectado em todas as situações avaliadas, estando de acordo com outros trabalhos feitos no semiárido brasileiro (ALMEIDA; OLLIVIER; DIEM, 1984; ALMEIDA; FREIRE; VASCONCELOS, 1987; SIQUEIRA *et al.*, 2010). Esse padrão de ocorrência também foi observado em agrossistemas da China (ZHANG; GUI; LIU, 2004), do Panamá (MANGAN *et al.*, 2004), do Brasil (STURMER; SIQUEIRA, 2006; ZANGARO *et al.*, 2007) e do México (GUADARRAMA-CHAVEZ *et al.*, 2007). Segundo Carrenho (1998) este gênero apresenta maior capacidade de adaptação a solos submetidos a práticas de adubação, calagem e cultivo. Barea *et al.* (2011) estudando a funcionalidade ecológica de FMA em ecossistemas do semiárido da Espanha, identificaram maior número de espécies do gênero *Glomus*.

Nas situações avaliadas foram identificados 3 espécies do gênero *Acaulospora* (*A. paulinea*, *A. foveata*, *A. laevis*). Baixo número de espécies deste gênero também foi relatado por Souza *et al.* (2003), em solos ácidos de Caatinga. Espécies do gênero *Acaulospora* são prevalentes em solos de baixa fertilidade (SIEVERDING, 1991), solos ácidos (SILVA *et al.*, 2005), e em áreas degradadas (SANTOS; SIQUEIRA; MOREIRA, 2008).

No presente estudo, houve ocorrência de *A. paulinae*, *G. decipiens*, *G. margarita*, *Glomus* sp. 1, 2, 4, 5, 6, *G. macrocarpum*, *G. microcarpum*, *C. etunicatum*, *R. clarus* e *P. occultum* em todas as situações avaliadas. Já outras espécies estavam presentes somente no pomar ou apenas na vegetação nativa. Dentre as três espécies que ocorreram em uma única

área avaliada, duas foram na vegetação natural (*Glomus sp.* e *Funneliformis geosporum*), sugerindo seletividade destas para colonização.

As populações de esporos de FMA variaram entre áreas e épocas. Houve aumento das populações de *Glomus*, *Rhizophagus*, *Scutellospora*, *Racocetra* e *Paraglomus* na época mais seca do ano, dezembro (Figura 1). Nessa época constataram-se maiores populações de *Glomus* (963 esporos), em comparação com *Rhizophagus* (292 esporos), *Paraglomus* (122 esporos), *Scutellospora* (18 esporos), e *Racocetra* (16 esporos). Este fato pode ser devido ao estresse de água na época seca favorecendo uma maior esporulação de fungos do gênero *Glomus*.

As maiores populações de esporos de FMA foram detectadas na área de vegetação natural (Tabela 13), principalmente de *Glomus* (1.319 esporos/100 ml de solo), seguidas de *Paraglomus* (148 esporos), *Gigaspora* (76 esporos), *Acaulospora* (41 esporos) e *Scutellospora* (28 esporos).

As variações nas densidades populacionais de esporos dos gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, *Rhizophagus* e *Scutellospora* foram pequenas para as áreas (Tabela 13) e não foi detectado o gênero *Scutellospora* nos solos sob a cobertura do abacaxizeiro. Já os esporos pertencentes aos gêneros *Funneliformis* e *Racocetra* foram detectados apenas na área de vegetação natural e no solo sob a influência do abacaxizeiro Imperial

Tabela 12. Descrição morfo-anatômica de esporos de FMA em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro imperial, sapotácea BRS 228, controle sem plantas e vegetação natural) no município do Trairi-CE.

Nº	MORFOTIPO GÊNERO/ESPÉCIE	COR	TAMANHO	FORMATO	SUPERFÍCIE	CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS
<i>Acaulospora</i>						
1	<i>Acaulospora paulinae</i>	Marrom brilhante	250 – 300 µm	Redondo	Liso	
2	<i>Acaulospora foveata</i>	Laranja escuro	300 µm	Redondo	Liso	Presença de buracos, espinhos pequenos
3	<i>Acaulospora laevis</i>	Amarela	250 – 300 µm	Redondo	Liso	
<i>Gigaspora</i>						
4	<i>Gigaspora decipiens</i>	Marrom alaranjado	400 – 500 µm	Oval	Liso	Separam em camadas
5	<i>Gigaspora margarita</i>	Amarelo claro brilhante	400 – 500 µm	Redondo	Rugoso	Separam em camadas
<i>Glomus</i>						
6	<i>Glomus sp1.</i>	Marrom	150 – 200 µm	Redondo	Liso	
7	<i>Glomus macrocarpum</i>	Marrom escuro	150 – 200 µm	Irregular	Liso	Parede grossa
8	<i>Glomus sp2.</i>	Marrom	100 µm	Redondo	Liso	
9	<i>Glomus sp3.</i>	Amarelo claro	150 – 200 µm	Redondo	Rugoso	
10	<i>Glomus microcarpum</i>	Laranja claro	100 – 150 µm	Redondo	Liso	Presença de hifa clara
11	<i>Glomus sp4.</i>	Amarelo claro	100 – 150 µm	Redondo	Liso	
12	<i>Glomus sp5.</i>	Marrom	100 – 200 µm	Oval	Rugoso	
13	<i>Glomus sp6.</i>	Amarelo claro	100 – 150 µm	Oval	Rugoso	Parede fina
14	<i>Glomus sp7.</i>	Marrom claro	250 x 150 µm	Alongado	Liso	
15	<i>Glomus sp8.</i>	Marrom	200 µm	Redondo	Liso	Presença de hifa
	<i>Funneliformis</i>					

Continua...

16	<i>Funneliformis geosporum</i>	Marrom escuro	250 µm	Redondo	Rugoso	Presença de hifa, 2 paredes
	<i>Claroideoglomus</i>					
17	<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	Marrom	250 – 350 µm	Redondo	Liso	
	<i>Rhizophagus</i>					
18	<i>Rhizophagus clarus</i>	Amarelo claro	150 – 250 µm	Redondo	Rugoso	
	<i>Scutellospora</i>					
19	<i>Scutellospora biornata</i>	Marrom	400 – 500 µm	Redondo	Liso	Presença de parede externa
20	<i>Scutellospora projecturata</i>	Marrom escuro	500 – 550 µm	Redondo	Liso	Presença de parede externa
21	<i>Scutellospora fulgida</i>	Hialino	500 – 550 µm	Redondo	Embaçado	2 paredes
	<i>Racocetra</i>					
22	<i>Racocetra castanea</i>	Marrom claro	150 – 200 µm	Redondo	Liso	
	<i>Paraglomus</i>					
23	<i>Paraglomus occultum</i>	Marrom claro	100 µm	Redondo	Rugoso	

Nomenclatura de acordo com Schübler; Walker (2010).

Tabela 13. Médias das populações de esporos de FMA em diferentes áreas e épocas no município de Trairi-CE.

ÁREAS	GÊNERO DE FMA									População Total
	ACA	GIG	GLO	FUN	CLA	RHI	SCU	RAC	PAR	
Abacaxizeiro MD2	30,80	33,23	556,93	ND	141,80	124,29	ND	ND	27,76	914,81
Abacaxizeiro Imperial	14,77	18,20	621,00	ND	131,94	216,03	8,88	11,14	50,97	1072,93
Sapotácea BRS 228	36,63	45,40	1030,91	ND	184,03	336,43	19,96	ND	127,10	1780,46
Controle sem planta	26,90	32,87	733,89	ND	104,39	183,03	8,55	ND	109,14	1198,77
Vegetação Natural	40,71	76,06	1319,53	8,58	178,94	200,28	27,87	ND	147,75	1999,72
ÉPOCAS (mês/2010)										
Junho	32,00	42,36	644,23	1,26	108,01	98,22	7,99	6,89	58,61	999,57
Setembro	37,04	42,11	949,87	9,79	178,57	246,00	12,96	9,98	97,02	1583,34
Dezembro	20,85	38,98	963,25	9,66	158,08	291,94	18,21	16,55	122,01	1517,52

ACA = Acaulospora; GIG = Gigaspora; GLO = Glomus; FUN = Funneliformis; CLA = Claroideoglomus; RHI = Rhizophagus; SCU = Scutellospora; RAC = Racocetra; PAR = Paraglomus e ND = Não detectado.

4.13.1 Densidade média de esporos (DS)

A densidade de esporos de FMA variou entre as áreas avaliadas (Tabela 14). O menor número de esporos foi observado no solo sob influência do abacaxizeiro Imperial (686 esporos por 100 g solo seco) e o maior número ocorreu na área de vegetação natural (2.589 esporos por 100 g solo seco). A maior DS de FMA no solo sob vegetação natural pode ser devido a maior estabilidade deste último sistema. Por sua vez, a menor DS observada no solo sob a influência dos abacaxizeiros MD2 e Imperial pode estar relacionada ao tipo e o tamanho reduzido de raízes. A comparação entre as DS de FMA para três épocas avaliadas pode ser observada na Tabela 15, sendo menor em junho e maior nos períodos secos do ano.

Tao e Zhiwei (2005) detectaram valores extremamente elevados na densidade de esporos de FMA em ecossistema árido, com média de 2.096 oscilando entre 240 e 6.430 esporos em 100 g/solo, sendo que esporos pequenos do gênero *Glomus* demonstraram foram os mais frequentes.

Tabela 14. Densidade média de esporos de FMA em 100 g/solo seco em diferentes áreas no município de Trairi-CE.

Espécie	AM	AI	SA	CN	VN
<i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk	26,34	13,67	27,33	26,90	31,02
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	ND	1,10	ND	ND	9,69
<i>Acaulospora laevis</i> Gerd & Trappe	4,47	ND	9,30	ND	ND
<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbot	19,02	8,00	14,09	11,81	21,42
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	14,20	10,20	31,31	21,06	54,64
<i>Glomus sp1.</i>	153,37	257,29	307,21	263,71	550,11
<i>Glomus macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne	128,30	124,80	152,42	140,48	189,37
<i>Glomus sp2.</i>	48,62	51,69	100,03	109,33	118,45
<i>Glomus sp3.</i>	ND	7,75	2,33	6,36	7,57
<i>Glomus microcarpum</i> Tul. & C. Tul.	107,52	62,34	145,50	58,72	197,15
<i>Glomus sp4.</i>	52,21	64,82	66,13	80,88	148,53
<i>Glomus sp5.</i>	37,50	27,86	47,03	27,18	47,29
<i>Glomus sp6.</i>	29,41	24,42	204,10	47,24	47,06
<i>Glomus sp7.</i>	ND	ND	6,17	ND	3,23
<i>Glomus sp8.</i>	ND	ND	ND	ND	10,78
<i>Funneliformis geosporum</i> (Nicol. & Gerd.) Walker	ND	ND	ND	ND	8,58
<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W. N. Becker & Gerd.)	141,80	131,94	184,03	104,38	178,94
<i>Rhizophagus clarus</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	124,49	216,03	336,43	183,02	200,28
<i>Scutellospora biornata</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	ND	2,26	10,38	8,55	7,55
<i>Scutellospora projecturata</i> Kramad. & Walker	ND	3,31	9,58	ND	13,93
<i>Scutellospora fulgida</i>	ND	6,62	ND	ND	6,40
<i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F. A. Souza & Sieverd	ND	11,14	ND	ND	ND
<i>Paraglomus occultum</i> (C. Walker) J. B. Morton & D. Redecker	41,64	76,46	127,10	109,14	147,75

AM= Abacaxizeiro MD2; AI= Abacaxizeiro imperial; SA= Sapotácea BRS 228; CN= Controle sem planta; VN= Vegetação natural.

Tabela 15. Densidade média de esporos de FMA em 100 g/solo seco em três épocas no município de Trairi-CE.

ÁREAS	Número médio de esporos de FMA
Abacaxizeiro MD2	914,81 C
Abacaxizeiro Imperial	1072,93 BC
Sapotácea BRS 228	1780,46 AB
Controle sem planta	1198,77 BC
Vegetação Natural	1999,72 A
ÉPOCAS	
Junho	994,10 B
Setembro	1567,50 AB
Dezembro	1618,60 A

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% probabilidade.

4.13.2 Riqueza de espécies (RE)

A riqueza de espécies de FMA foi superior na área de vegetação natural (20 espécies) e menor no solo sob a influência do abacaxizeiro MD2 (13 espécies). Essa variação no número de espécies de FMA pode estar relacionada à estabilidade de agroecossistemas. Tchabi *et al.* (2008) realizando estudo em diferentes localidades da África verificaram que as áreas cultivadas afetam negativamente a riqueza de espécies, principalmente de espécies de *Gigasporaceae* e os *Glomus*. Esses autores detectaram número reduzido de espécies da família *Acaulosporaceae*, enquanto algumas espécies do gênero do *Glomus* (por exemplo, *G. etunicatum* e *G. macrocarpum*) eram menos afetadas. Stürmer e Siqueira (2008) avaliando a riqueza de espécies em áreas de cultivos, pastagens, sistemas agroflorestais e floresta nativa da Amazônia ocidental brasileira, encontraram baixo índice de riqueza na floresta em comparação com as demais áreas.

Neste trabalho foram identificados 22 morfotipos de FMA na coleta de junho e 23 em setembro e dezembro. Foi constatado o menor número de espécies nas áreas sob a influência do abacaxizeiro Imperial e no controle, e o maior número ocorreu no solo sob vegetação natural (Tabela 16). Não houve diferença em espécies de FMA para as épocas

avaliadas. Salienta-se que o número de morfotipos foi alto, indicando estabilidade do sistema, quando comparados com outros levantamentos realizados em solos tropicais (ZHAO; WANG; YANG, 2003; MANGAN *et al.*, 2004; VIOLI *et al.*, 2008) onde foram observados de 3,5 e 5,5 espécies de FMA.

Tabela 16. Riqueza de espécies de FMA observadas nas três épocas e valores médios observados em 100 g/solo seco.

ÁREAS	ÉPOCAS			Médias
	Junho	Setembro	Dezembro	
Abacaxizeiro MD2	13	13	14	13,3 C
Abacaxizeiro Imperial	15	14	16	15,0 BC
Sapotácea BRS 228	17	17	17	17,0 B
Controle sem planta	15	13	15	14,3 C
Vegetação Natural	19	21	20	20,0 A
Médias	15,8 a	15,6 a	16,4 a	

Médias seguidas de mesma letra, minúscula na linha e maiúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% probabilidade.

A diversidade de plantas na vegetação natural pode ter contribuído para a maior diversidade de FMA. Há evidências de que a riqueza de espécies de FMA é aumentada com a diversidade de plantas em ecossistemas (HEIDJEN *et al.*, 1998; CARRENHO; TRUFEM; BONONI, 2001).

4.13.3 Abundância (AR) e Frequência Relativa (FR)

Houve dominância de espécies do gênero *Glomus* (*Glomus sp1*) nas situações avaliadas (Tabela 17). Dandan e Zhiwei (2007) citam ser este parâmetro, indicador das diferentes habilidades das espécies esporularem, definindo como espécies dominantes, aquelas que apresentam valores de AR > 3%. Na área de vegetação natural, a espécie *Glomus sp1* apresentou AR de 24,93%. A mesma espécie também foi a mais dominante no AI com AR de 28,16%, no CN com AR de 22,10%, na SA com AR de 18,92% e na AM com AR de 16,95% (Tabela 17).

Tabela 17. Abundância relativa de esporos de FMA em três épocas (Junho, Setembro e Dezembro/2010) em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro Imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural) no município do Trairi-CE.

Espécie	AM	AI	SA	CN	VN
<i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk	2,87%	1,91%	1,32%	2,44%	1,67%
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	0,00%	0,10%	0,00%	0,00%	0,45%
<i>Acaulospora laevis</i> Gerd & Trappe	0,50%	0,00%	0,57%	0,00%	0,00%
<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbot	1,87%	1,14%	0,83%	0,99%	1,10%
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	1,52%	1,32%	1,62%	2,02%	2,88%
<i>Glomus</i> sp1.	<u>16,95%</u>	<u>28,16%</u>	<u>18,92%</u>	<u>22,10%</u>	<u>24,93%</u>
<i>Glomus macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne	13,55%	14,25%	9,30%	11,58%	10,45%
<i>Glomus</i> sp2.	5,37%	6,22%	4,73%	9,60%	6,73%
<i>Glomus</i> sp3.	0,00%	0,88%	0,17%	0,54%	0,38%
<i>Glomus microcarpum</i> Tulasne & Tulasne	11,61%	7,16%	7,72%	4,78%	10,37%
<i>Glomus</i> sp4.	5,79%	7,92%	4,06%	6,69%	7,14%
<i>Glomus</i> sp5.	3,81%	3,35%	2,57%	2,26%	2,39%
<i>Glomus</i> sp6.	3,14%	2,55%	11,48%	3,74%	2,61%
<i>Glomus</i> sp7.	0,00%	0,00%	0,39%	0,00%	0,13%
<i>Glomus</i> sp8.	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,44%
<i>Funneliformis geosporum</i> (Nicol. & Gerd.) Walker	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	0,44%
<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W. N. Becker & Gerd.)	14,93%	15,64%	10,18%	8,72%	8,93%
<i>Rhizophagus clarus</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	13,52%	22,10%	18,39%	14,86%	9,62%
<i>Scutellospora biornata</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	0,00%	0,30%	0,54%	0,76%	0,37%
<i>Scutellospora projecturata</i> Kramad. & Walker	0,00%	0,21%	0,53%	0,00%	0,64%
<i>Scutellospora fulgida</i> Koske & Walker	0,00%	0,41%	0,00%	0,00%	0,34%
<i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F. A. Souza & Sieverd	0,00%	1,26%	0,00%	0,00%	0,00%
<i>Paraglomus occultum</i> (C. Walker) J. B. Morton & D. Redecker	3,31%	5,05%	6,68%	8,91%	7,97%

AM= Abacaxizeiro MD2; AI= Abacaxizeiro imperial; SA= Sapotácea BRS 228; CN= Controle sem planta; VN= Vegetação natural.

Entre as três épocas observou-se a distribuição aleatória de frequência de espécies de FMA, com valores FR = 13,33% para espécies que ocorreram em apenas uma época e

área, podendo ser consideradas específicas, até FR = 100,00%, para espécies generalistas que foram detectadas em todas as situações avaliadas (Tabela 18).

A maioria das espécies esteve presente em quatro ou cinco áreas (Tabela 18), sendo que o gênero *Glomus* mostrou-se mais frequente e abundante, visto que das seis espécies que apresentaram a maior FR (100%), quatro pertencem ao gênero (*G. sp1.*, *G. sp2.*, *G. macrocarpum*, e *G. microcarpum*). As espécies *Acaulospora paulinae*, *Gigaspora margarita* e *Paraglomus occultum* também estiveram presente em diferentes áreas, sendo estimados índices de FR de 93,33%, 86,67% e 86,67% respectivamente.

As menores FR (13,33 e 20%) foram detectadas para *Glomus sp8*, *Funneliformis geosporum* e *Racocetra castânea*. Esses dados levam a sugerir que tais espécies possuem baixa capacidade de adaptação ou têm exigências específicas para crescimento, estabelecimento ou indução à esporulação. A menor abundância relativa de FMA foi menor nos solos do pomar do que na vegetação nativa.

Cuenca e Lovera (2010), avaliando a diversidade de esporos de FMA numa mata nativa da Venezuela encontraram maior abundância e frequência relativa para espécies do gênero *Glomus* (*G. sp1*, AR = 25%, FR = 61%), seguidas de *Acaulospora* (*A. sp1*, AR = 5%, FR = 19%), *Gigaspora* (*G. sp1*, AR = 3%, FR = 25%) e *Scutellospora* (*S. arenicola*, AR = 2%, FR = 19%).

Tabela 18. Frequência relativa de esporos de FMA em três épocas (Junho, Setembro e Dezembro/2010) em diferentes áreas (abacaxizeiro MD2, abacaxizeiro imperial, sapotácea BRS 228, controle sem planta e vegetação natural) no município do Trairi-CE.

Espécie	F.R. (%)
<i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk	93,33%
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	26,67%
<i>Acaulospora laevis</i> Gerd & Trappe	40,00%
<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbot	80,00%
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	86,67%
<i>Glomus sp1.</i>	100,00%
<i>Glomus macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne	100,00%
<i>Glomus sp2.</i>	100,00%
<i>Glomus sp3.</i>	60,00%
<i>Glomus microcarpum</i> Tulasne & Tulasne	100,00%
<i>Glomus sp4.</i>	93,80%
<i>Glomus sp5.</i>	93,47%
<i>Glomus sp6.</i>	93,43%
<i>Glomus sp7.</i>	26,67%
<i>Glomus sp8.</i>	13,33%
<i>Funneliformis geosporum</i> (Nicol. & Gerd.) Walker	20,00%
<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W. N. Becker & Gerd.)	100,00%
<i>Rhizophagus clarus</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	100,00%
<i>Scutellospora biornata</i> Spain, Sieverd. & S. Toro	66,67%
<i>Scutellospora projecturata</i> Kramad. & Walker	46,67%
<i>Scutellospora fulgida</i> Koske & Walker	26,67%
<i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F. A. Souza & Sieverd	20,00%
<i>Paraglomus occultum</i> (C. Walker) J. B. Morton & D. Redecker	86,67%

4.13.4 Diversidade e Equitatividade (H') e (J')

Segundo Turco e Blume (1999), os índices de diversidade microbiana tem sido usados para descrever comunidades microbianas e o efeito das perturbações naturais ou antropogênicas. Estes atributos podem atuar como indicadores microbiológicos e permitem descrever a dinâmica ecológica de uma comunidade e os seus impactos no ambiente.

Considerando diversidade como indicador de variabilidade de espécies em estudos de comunidades, usam-se índices de diversidade como o de Shannon (H') considerado como uma medida adicional de diversidade, pois combina dois componentes da diversidade, ou seja, a riqueza de espécies e equitatividade (ALGUACIL *et al.*, 2009).

A diversidade (H') de esporos de FMA nas três épocas avaliadas foi maior na área de vegetação natural com o valor de $H' = 2,377$, seguida de áreas sob a influência de sapotáceas ($H' = 2,372$), abacaxizeiros MD2 ($H' = 2,361$), área controle ($H' = 2,328$) e o solo sob o abacaxizeiro Imperial ($H' = 2,124$) (Tabela 18). Os sistemas considerados estáveis, como a vegetação natural, proporcionam maior capacidade de associação para os fungos micorrízicos. A diversidade de espécies na maioria das vezes é menor em áreas perturbadas, indicando que a prática de monocultivo favorece a seleção de FMA, reduzindo a riqueza de espécies e a equitatividade (SIQUEIRA *et al.*, 2010).

Zhang, Gui e Liu (2004) estudando o efeito do desmatamento em comunidades de FMA em áreas da China identificaram maior diversidade de fungos na floresta natural ($H' = 2,67$) do que em terras desmatadas ($H' = 2,15$). Também, Silva *et al.* (2008), caracterizando comunidades de FMA na região sul do Brasil, encontraram maior diversidade de espécies em áreas de campo nativo.

Os dados de diversidade (Tabela 13) indicam que o distúrbio causado pela atividade antrópica na área de pomar orgânico reduz a ocorrência de FMA comparada com a vegetação natural, embora muitas espécies ainda permaneçam quando estabelecem cultivos. Turrini *et al.* (2008) advertem para a importância da manutenção dos ecossistemas naturais para preservação das espécies de FMA que, nas áreas mais degradadas, tendem a diminuir em diversidade com a distribuição e a abundância alteradas pela perda de habitat.

Podemos então associar essa estratégia aos resultados encontrados nas áreas de pomar orgânico e na mata, visto que a quantidade de esporos de FMA na mata foi maior, e com uma alta atividade metabólica, enquanto que nas áreas de cultivo das fruteiras e com

irrigação a quantidade de esporos de FMA foi inferior, porém com alta taxa de atividade enzimática.

O índice de equitatividade (J') variou pouco entre as situações avaliadas, mesmo com valores diferentes de diversidade (H') (Tabela 18). De acordo com estes índices (H' e J'), pode-se inferir que o solo sob vegetação natural indicou melhores características ecológicas na composição da comunidade de FMA.

Tabela 19. Diversidade (H') e equitatividade (J') de esporos de FMA em diferentes áreas no município do Trairi-CE.

Espécie	AM	AI	SA	CN	VN
Shannon (H')*	2,361	2,124	2,372	2,328	2,377
Shannon Hmax*	6,819	6,987	7,485	7,089	7,601
Shannon (J')	0,346	0,304	0,317	0,328	0,313

* log 10. AM= Abacaxizeiro MD2; AI= Abacaxizeiro imperial; SA= Sapotácea BRS 228; CN= Controle sem planta; VN= Vegetação natural.

Siqueira *et al.* (2010) afirmam que a disseminação da associação e dos propágulos micorrízicos é mais afetada nas fases iniciais da ocupação e uso do solo, com posterior estabilização. Esse aumento na densidade de propágulos pode indicar estratégias diferentes na seleção de espécies, com espécies que possuem rápido desenvolvimento e esporulação no início do cultivo da área, que após o período inicial de perturbação, tendem a ser substituídas por espécies de crescimento mais lento. Modelo descrito por Townsend (2006), em que organismos conhecidos como *r/K* estratégistas, são dependentes de quantidades limitadas de energia para viver e recurso para consumir.

A presença de espécies do gênero *Acaulospora* (*A. laevis*), *Glomus* (*G. sp7*) e *Racocetra* (*R. castanea*) somente nas áreas do pomar leva a sugerir que são fungos *r*-estratégistas, enquanto que espécies do gênero *Acaulospora* (*A. foveata*), *Glomus* (*G. sp8*), *Funneliformis* (*F. geosporum*) e *Claroideoglomus* (*C. etunicatum*), frequentes apenas nos solos da vegetação nativa, podem ser *K*-estratégistas (Tabela 14). Esses resultados evidenciam a preferência de FMA em colonizarem determinadas espécies de plantas adaptando-se a determinados níveis de fertilidade e condições do solo, o que os torna mais ou menos competitivos.

5 CONCLUSÕES

1. Os parâmetros microbiológicas avaliados podem ser considerados medidas sensíveis para determinar mudanças nos ecossistemas estudados, sendo bons indicadores da qualidade do solo.
2. Os conteúdos de carbono orgânico, carbono da biomassa microbiana, a respiração basal, o quociente metabólico e o quociente microbiano do solo foram mais influenciados pelo manejo do solo no cultivo das frutíferas, sugerindo que os mesmos podem ser utilizados com indicadores de áreas submetidas a interferências antrópicas no solo.
3. O manejo do solo no pomar orgânico diminui a riqueza assim como o tamanho das populações dos FMA.
4. A área de vegetação natural apresenta maior população e diversidade de fungos micorrízicos arbusculares do que nos solos sob cobertura das fruteiras, comprovando assim que sistemas mais estáveis, por apresentarem maior diversidade na comunidade de plantas, proporcionam maior capacidade de associação para os fungos micorrízicos.
5. As práticas agrícolas influenciam na diversidade de fungos micorrízicos arbusculares, selecionando diferentes tipos de fungos, prováveis *r*-estrategistas.

REFERÊNCIAS

- ACOSTA-MARTÍNEZ, V.; CRUZ, L.; SITOMAYOR-RAMIREZ, D.; PEREZ-ALEGRIA, L. Enzyme activities as affects by soil properties and land use in a tropical watershed. **Applied Soil Ecology**, v. 35, p. 35-45. 2007.
- ACOSTA-MARTINEZ, V.; DOWD, S.; SUN, Y.; ALLEN, V. Tag-encoded pyrosequencing analysis of bacterial diversity in a single soil type as affected by management and land use. **Soil Biology Biochemistry**, v. 40, p. 2762–2770. 2008.
- ALGUACIL, M. M.; DÍAZ-PEREIRA, E.; CARAVACA, F.; FERNANDEZ, D. A.; ROLDAN, A. Increased Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in a Long-Term Field Experiment via Application of Organic Amendments to a Semiarid Degraded Soil. **Applied and Environmental Microbiology**, p. 4254–4263. 2009.
- ALMEIDA, R. T. de; FREIRE, V. F.; VASCONCELOS, I. Efeitos da interação *Glomus macrocarpum*, *Rhizobium* sp. e níveis crescentes de fosfatos de rocha sobre o desenvolvimento de mudas de sabiá (*Mimosa caesalpiniæfolia*) e de leucena (*Leucaena leucocephala* Lam. de Witt). **Ciência Agronômica**, v.18, n.1, p.131-136. 1987.
- ALMEIDA, R. T.; OLLIVIER, B.; DIEM, H. G. Effect of *Glomus mosseae* and *Pratylenchus sefaensis* on growth of *Vigna unguiculata*. **Ciência Agronômica**, v. 15, p. 19-23. 1984.
- 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.
- ALVARENGA, P.; PALMA, P.; GONÇALVES, A. P.; BAIÃO, N.; FERNANDES, R. M.; DE VARENNES, A.; VALLINI, G.; DUARTE, E.; CUNHA-QUEDA, A. C. Assessment of chemical, biochemical and ecotoxicological in mine soil amended with sludge of either urban or industrial origin. **Chemosphere**, v. 72, n. 11, p. 1774-81. 2008.
- AMADOR, J. A.; GLUCKSMAN, A. M.; LYONS, J. B.; GORRES, J. H. Spatial distribution of soil phosphatase activity within a riparian forest. **Soil Science**, Baltimore, v. 162, p. 808-825. 1997.
- ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. Application of ecophysiological quotients (qCO_2 and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 22, p. 251–255. 1990.

ANDERSON, T. H.; DOMSCH, K. H. The metabolic quotient for CO₂ (qCO₂) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 25, p. 393-395. 1993.

ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Biological indicators of soil quality. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 23, n. 3, p. 66-75. 2007.

ATAGANA, H. I.; HAYNES, R. J.; WALLIS, F. M. Fungal Bioremediation of creosote contaminated soil: a laboratory scale bioremediation study using indigenous soil fungi. **Water, Air, and Soil Pollution**, v. 172, p. 201-219. 2006.

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

BANDICK, A. K.; DICK, R. P. Field management effects on soil enzyme activities. **Soil biology and Biochemistry**, v. 31, p. 1471 – 1479. 1999.

BARDGETT, R. D. **The Biology of Soil**. Oxford University Press, Oxford, 242 pp., 2005.

BAREA, J. M.; FERROL, N.; AZCÓN-AGUILAR, C.; AZCÓN, R. Mycorrhizal symbioses. Series. In: WHITE, P. J.; HAMMOND, J. P. (Eds.), The Ecophysiology of Plant-Phosphorus Interactions. **Plant Ecophysiology**, v. 7, p. 143-163. 2008.

BAREA, J. M.; PALENZUELA, J.; CORNEJO, P.; SÁNCHEZ-CASTRO, I.; NAVARRO-FERNÁNDEZ, C.; LÓPEZ-GARCÍA, A.; ESTRADA, B.; AZCÓN, R.; FERROL, N.; AZCÓN-AGUILAR, C. Ecological and functional roles of mycorrhizas in semi-arid ecosystems of Southeast Spain. **Journal of Arid Environments**, v. 75, p. 1292-1301. 2011.

BARETTA, D.; SANTOS, J. C. P.; FIGUEIREDO, S. R.; KLAUBERG-FILHO, O. Efeito do monocultivo de pinus e da queima do campo nativo em atributos biológicos do solo no Planalto Sul Catarinense. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 29, p. 715- 724. 2005.

BENDING, G. D.; TURNER, M. K.; JONES, J. E. Interactions between crop residue and soil organic matter quality and the functional diversity of soil microbial communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 34, p. 1073–1082. 2002.

BENINTENDE, S. M.; BENINTENDE, M. C.; STERREN, M. A.; BATTISTA, J. J. de. Soil microbiological indicators of soil quality in four rice rotations systems. **Ecological Indicators**, v. 8, p. 704 – 708. 2008.

BERGSTROM, D. W.; MONREAL, C. M.; KING, D. J. Sensitivity of soil enzyme activities to conservative practices. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 62, p. 1286-1294. 1998.

BLAGODATSKAYA, E. V.; BLAGODATSKY, S. A.; ANDERSON, T-H.; KUZYAKOV, Y. Priming effects in Chernozem induced by glucose and N in relation to microbial growth strategies. **Applied Soil Ecology**, v. 37, p. 95-105. 2007.

BRADFORD, M. M.; A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254. 1976.

BRASIL. Ministério da Integração Nacional. Nova delimitação do Semi-Árido brasileiro. Brasília: Ministério da Integração Nacional. 2005. Disponível em: <<http://www.mds.gov.br>>. Acesso em: 28/08/2011.

BRUNDRETT, M. C. Co evolution of roots and mycorrhizas of land plants. **New Phytologist**, v. 154, p. 275-304. 2002.

BURNS, R. G. Enzyme activity in soil: location and a possible role in microbial ecology. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 14, p. 423-427. 1982.

CAPOBIANCO, J. P. R.; OLIVEIRA, J. A. P. Meio Ambiente Brasil: avanços e obstáculos pós-Rio-92. Estação Liberdade/Instituto Socioambiental/Fundação Getúlio Vargas, São Paulo. 2002.

CARDOSO, E. L.; SILVA, M. L. N.; MOREIRA, F. M. S.; CURI, N. Atributos biológicos indicadores da qualidade do solo em pastagem cultivada e nativa no Pantanal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, p. 631-637. 2009.

CARNEIRO, M. A. C.; ASSIS, P. C. R.; MELO, L. B. C.; PEREIRA, H. S.; PAULINO, H. B.; NETO, A. N. S. Atributos bioquímicos em dois solos de cerrado sob diferentes sistemas de manejo e uso. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 38, n. 4, p. 276-283. 2008.

CARRENHO, R. Influência de diferentes espécies de plantas hospedeiras e fatores edáficos no desenvolvimento de fungos micorrízicos arbusculares (FMA). Rio Claro, Tese de doutorado. Universidade Estadual de Paulista, 226 pp., 1998.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosferas de três espécies de fitobiontes instaladas em área de mata ciliar revegetada. **Acta Botânica Brasileira**, v. 15, n. 1, p. 115-124. 2001.

CARVALHO, R.; GOEDERT, W. J.; ARMANDO, M. S. Atributos físicos da qualidade de um solo sob sistema agroflorestal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 11, p. 1153 – 1155. 2004.

CARVALHO, F.; SOUZA, F. A.; CARRENHO, R.; MOREIRA, F. M. S.; JESUS, E. D.; FERNANDES, G. W. The mosaic of habitats in the high-altitude Brazilian rupestrian fields is a hotspot for arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 5, p. 9– 19. 2012.

CASIDA, L. E. Microbial metabolic activity in soil as measured by deshydrogenase determinations. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 34, p. 630-636. 1977.
CASIDA L, E.; KLEIN, D. A.; SANTORO, T. Soil dehydrogenase activity. **Soil Science**, v. 98, p. 371-376. 1964.

CATTELAN, A. J.; VIDOR, C. Flutuações na biomassa, atividade e população microbiana do solo, em função de variações ambientais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. Campinas, v. 14, n. 2, p. 133-142. 1990.

CHAPERON, S.; SAUVE, S. Toxicity interaction of metals (Ag, Cu, Hg, Zn) to urease and dehydrogenase activities in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.39, p. 2329-2338. 2008a.

CHAPERON, S.; SAUVE, 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. 2008b.

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

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. 1999.

COSTA, E. A. C.; GUEDERT, W. J.; SOUZA, D. M. G. Qualidade de solo submetido a sistemas de cultivo com preparo convencional e plantio direto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, p. 1185-1191. 2006.

CUENCA, G.; LOVERA, M. Seasonal variation and distribution at different soil depth of arbuscular mycorrhizal fungi spores in a tropical sclerophyllous shrubland. **Botany**, v. 88, p. 54-64. 2010.

D'ANDRÉA, A. F.; SILVA, M. L. N.; CURI, N.; SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C. Atributos biológicos indicadores da qualidade do solo em sistemas de manejo na região do cerrado no sul do estados de Goiás. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 26, p. 913-923. 2002.

DANDAN, Z.; ZHIWEI, Z. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. **Applied Soil Ecology**, v. 37, n. 2, p. 118-128. 2007.

DESSAUX, Y.; HINSINGER, P.; LEMANCEAU, P. Rhizosphere: Achievements and Challenges. **Springer**, New York. 2010.

DE-POLLI, H.; GUERRA, J. G. M. **Determinação do carbono da biomassa microbiana do solo**: método de fumigação-extracção. Seropédica: Embrapa-CNPAB, 10 pp., 1997.

DIAZ, S.; CABIDO, M. Vive la difference: plant functional diversity matters to ecosystem processes. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 16, p. 646-655. 2001.

DICK, R. P.; BANDICK, A. K. Field management effects on soil enzyme activities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 31, p. 1471-1479. 1999.

DICK, R. P.; BREAKWELL D. P.; TURCO R. F. Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators. In: Doran JW, Jones AJ, editors. Methods for assessing soil quality; p. 247-71. 1996.

DICK, R. P., MYROLD, D. D., KERLE, E. A. Microbial biomass and soil enzyme activities in compacted and rehabilitated skid trail soils. **Soil Science Society of America Journal**, v.52, p. 512-516. 1988.

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

DRIVER, J. D.; HOLBEN, W. E.; RILLIG, M. C. Characterization of glomalin as a hyphal wall component of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 37, p. 101-106. 2005.

EKENLER, M.; TABATABAI, M. A. Tillage and resíduo management effects on β -glucosaminidase activity in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 35, p. 871-874. 2003.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de Métodos de Análise de Solo**. Rio de Janeiro: EMBRAPA, ed. 2, 212 pp., 1997.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. Rio de Janeiro: EMBRAPA, ed. 2, 306 pp. 2006.

ENTRY, J. A.; RYGIEWIEZ, P. T.; WATRUD, L. S.; DONNELLY, P. K. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. **Advances in Environmental Research**, v. 7, p. 123-138. 2002.

FERNANDES, V. L. B. **Recomendações de Adubação e Calagem para o Estado do Ceará**. Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Ciências do Solo, Fortaleza-Ceará, 248 pp., 1993.

FIALHO, J. S.; GOMES, V. F. F.; OLIVEIRA, T. S.; JUNIOR, J. M. T. S. Indicadores da qualidade do solo em áreas sob vegetação natural e cultivo de bananeiras na Chapada do Apodi-CE, **Revista Ciência Agronômica**, v. 37, n. 3, p. 250-257. 2006.

FIALHO, J. S.; GOMES, V. F. F.; OLIVEIRA, T. S.; JÚNIOR, J. M. T. S. Indicadores da qualidade do solo, em sistema de rotação, na Chapada do Apodi – CE. **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, n. 3, p. 353 –361. 2008.

FRAZÃO, L. A.; PICCOLO, M. C.; FEIGL, B. J.; CERRI, C. C.; CERRI, C. E. P. Inorganic nitrogen, microbial biomass and microbial activity of a sandy Brazilian Cerrado soil under different land uses. **Agric. Ecosystems Environment**, v. 135, p. 161-167. 2010.

FRIGUETTO, R. T. S.; VALARINI, P. J. Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo. **Bioscience Journal**, v. 23, n. 3, p. 66-75. 2007.

FUNCENE - Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos. Download de Séries Históricas. Disponível em: <<http://www.funceme.br/index.php/areas/tempo/download-deseries-historicas>>. Acesso em 03/05/2011.

GADGIL, M.; SOLBRIG, O. T. The concept of r and K selection: Evidence from wild flowers and some theoretical considerations. **American Naturalist**, v. 106, n. 947, p. 14-31. 1972.

GADKAR, V.; RILLIG, M. C. Application of Phi29 DNA polymerase mediated whole genome amplification on single spores of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. **Microbiology Letters**, v. 342, p. 65-71. 2005.

GARBEVA, P.; VEEN, J. A. V.; ELSAS, J. D. V. Microbial Diversity in Soil: Selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, v. 42, p. 243-70. 2004.

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. 2008.

GEHRING, C.A. Growth responses to arbuscular mycorrhizae by rain forest seedlings vary with light intensity and tree species. **Plant Ecology**, v. 167, p. 127-139. 2003.

GELSONINO, A.; BADALUCCO, L.; AMBROSOLI, R.; CRECCHIO, C.; PUGLISI, E.; MELI, S. M. Changes in chemical and biological soil properties as induced by anthropogenic disturbance: a case study of an agricultural soil under recurrent flooding by wastewaters. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 2069 – 2080. 2006.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogone extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, p. 235-244. 1963.

GILLER, K. G.; BEARE, M. H.; LAVELLE, P.; IZAC, A. M. N.; SWIFT, M. J. Agricultural intensification, soil biodiversity and agroecosystem function. **Applied Soil Ecology**, v. 6, p. 3 – 16. 1997.

GIRI, B.; GIANG, P. H., KUMARI, R., PRASAD, R. Microbial diversity in soils. In: BUSCOT, F., VARMA, A. (Eds.). *Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions*. Springer-Verlag, Heidelberg, Germany, p. 195-212. 2005.

GOBERNA, M.; INSAM, H.; KLAMMER, S.; PASCUAL, J. A.; SANCHEZ, J. Microbial community structure at different depths in disturbed and undisturbed semiarid Mediterranean forest soil. **Microbial Ecology**, v. 5, n. 40, p. 315- 326. 2005.

GOLLOTTE, A.; TUINEN, D. V.; ATKINSON, D. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing roots of the grass species *Agrostis capillaris* and *Lolium perenne* in a field experiment. **Mycorrhiza**, v. 14, p. 111–117. 2004.

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

GOLOVLEV, E. L. Ecological Strategy of Bacteria: Specific Nature of the Problem. **Microbiology**, v. 70, n. 4, p. 379–383. 2001.

GOSLING, P.; OZAKI, A.; JONES, J.; TURNER, M.; RAYNS, F.; BENDING, G. D. Organic management of tilled agricultural soils results in a rapid increase in colonisation potential and spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 139, 273-279. 2010.

GUADARRAMA-CHAVEZ, P.; CAMARGO-RICALDE, S. L.; HEMANDEZ-CUEVAS, L.; CASTILLO-ARGUERO, S. Los hongos micorrizógenos arbusculares de la región de Nizanda, Oaxaca, Mexico. **Bol Society Botanical Mexico**, v. 8, p. 133–139. 2007.

HE, X.; LI, Y.; ZHAO, L. Dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin in the rhizosphere of *Artemisia ordosica* Krasch. In Mu Us sandland, China. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, p. 1313-1319. 2010.

HEIDJEN, M. G. A. V. D.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. Mycorrhizal fungal biodiversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, p. 69-72. 1998.

HEIJDEN, M. G. A. V. D; STREITWOLF-ENGEL, R.; RIEDL, R.; SIEGRIST, S.; NEUDECKER, A.; INEICHEN, K.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. The mycorrhizal contribution to plant productivity, plant nutrition and soil structure in experimental grassland. **New Phytologist**, v. 172, p. 739-752. 2006.

HINOJOSA, M. B.; CARREIRA, J. A.; RODRIGUEZ-MAROTO, J. M.; GARCIA-RUIZ, R. Effects of pyrite sludge pollution on soil enzyme activities: Ecological dose-response model. **Science of Total Environment**, v. 396, p. 89-99. 2008.

HUNGRIA, M.; FRANCHINI, J. C.; BRANDÃO JÚNIOR, O.; KASCHUK, G.; SOUZA, R. A. Soil microbial activity and crop sustainability in a long-term experiment with three soil-tillage and two crop-rotation systems. **Applied Soil Ecology**, v. 42, p. 288-296. 2009.

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

INVAM – INTERNATIONAL CULTURE COLLECTION OF VESICULAR ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI. Disponível em: <<http://invam.caf.wvu.edu>>. Acesso em 24/11/2010.

ISLAM, K. R. e WEIL, R. R. Land use effects on soil quality in a tropical forest ecosystem of Bangladesh. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v.79, p.9-16. 1999.

IZAC, A. M. N.; SANCHEZ, P. A. Towards a natural resource management paradigm for international agriculture: the example of agroforestry research. **Agricultural Systems**, v. 69, p. 5-25. 2001.

JACKSON, R. B.; BANNER, J. L.; JOBAGGY, E. G.; POCKMAN, W. T.; WALL, D. H. Ecosystem carbon loss with woody plant invasion of grasslands. **Nature**, v. 18, 623–626. 2002.

JACKSON, L. E.; CALDERON, F. J.; STEENWERTH, K. L.; SCOW, K. M.; ROLSTON, D. E. Responses of soil microbial processes and community structure to tillage events and implications for soil quality. **Geoderma**, v. 114, p. 305-317. 2003.

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.

JIMÉNEZ, J. J.; LAL, R.; LEBLANC, H. A.; RUSSO, R. O. Soil Organic Carbon pool under native tree plantations in the Caribbean lowlands of Costa Rica. **Forest Ecology and Management**, v.241, p.134-144. 2007.

JIN, H.; SUN, O. J.; LIU, J. Changes in soil microbial biomass and community structure with addition of contrasting types of plant litter in a semiarid grassland ecosystem. **Journal of Plant Ecology**, v. 3, p. 209-217. 2010.

JOHNSON, D.; LEAKE, J. R.; OSTLE, N.; INESON, P.; READ, D. J. In situ (CO₂)-C13 pulse- labeling of upland grassland demonstrates a rapid pathway of carbon flux from arbuscular mycorrhizal mycelia to the soil. **New Phytologist**, v. 153, p. 327–334. 2002.

JORDAN, D.; KREMER, R. J.; BERGFIELD, W. A.; KIM, K. Y.; CACNIO, V. N. Evaluation of microbial methods as potential indicators of soil quality in historical agricultural fields. **Biology and Fertility of Soils**, v. 19, p. 297-302. 1995.

KANDELER, E.; KAMPICHLER, C.; HORAK, O. Influence of heavy metals on the functional diversity of soil microbial communities. **Biology and Fertility of Soils**, v. 23, p. 299-306. 1996.

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. 1999.

KANDELER, E.; TSCHERKO, D.; BRUCE, K. D.; STEMMER, M.; HOBBS, P. J.; BARDGETT, R. D.; AMELUNG, W. Structure and function of the soil microbial community in microhabitats of a heavy metal polluted soil. **Biology and Fertility of Soils**, v. 32, p. 390-400. 2000.

KARADZHOVA, A. P.; DIMKOV, R. Ecological adaptations of heterotrophic and oligotrophic bacterial in iskar reservoir. **Biotechnology and Biotechnological Equipment**, v. 23, p. 158-162. 2009.

KENNEDY, A.; DORAN, J. Sustainable agriculture: role of microorganisms. **Encyclopedia of Environmental Microbiology**, p. 3116-3126. 2002.

KLICH, M. A. Biogeography of *Aspergillus* species in soil and litter. **Mycologia**, v. 94, p. 21-27. 2002.

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.

LAMBERS, H.; MOUGEL, C.; JAILLARD, B.; HINSINGER, P. Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. **Plant and Soil**, v. 321, p. 83-115. 2009.

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

LAROCA, S. **Ecologia: Princípios e métodos**. Petrópolis, Rio de Janeiro: vozes, 197 pp. 1995.

LAVOREL, S.; MCINTYRE, S.; LANDSBERG, J.; FORBES, T. D. A. Plant functional classifications: from general groups to specific groups based on response to disturbance. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 12, p. 478–481. 1997.

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

LONGO, R. M.; MELO, W. J. Atividade da urease em latossolos sob influência da cobertura vegetal e da época de amostragem. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, ed. 4, p. 645-650. 2005.

LOREAU, M.; NAEEM, S.; INCHAUSTI, P.; BENGTSSON, J.; GRIME, J. P.; HECTOR, A.; HOOPER, D. U.; HUSTON, M. A.; RAFFAELLI, D.; SCHMID, B.; TILMAN, D.; WARDLE, D. A. Biodiversity and ecosystem functioning: current knowledge and future challenges. **Science**, v. 294, p. 804–808. 2001.

LOVATO, P. E.; GUILLEMIN, J. P.; GIANINAZZI, S. Application of commercial arbuscular endomycorrhizal fungal inoculants to the establishment of micropropagated grapevine rootstock and pineapple plants. **Agronomy**, v. 12, n. 10, p. 873-880. 1992.

LOVELOCK, C. E.; WRIGHT, S. F.; CLARK, D. A.; RUESS, R. W. Soil stocks of glomalin produced by arbuscular mycorrhizal fungal across a tropical rain forest landscape. **Journal of Ecology**, v. 92, p. 278-287. 2004.

MACARTHUR, R. H.; WILSON, E. O. **The Theory of Island Biogeography**. Princeton University Press, 203 pp., 1967.

MAGURRAN, A.E. Measuring biological diversity. Oxford, Blackwell **Science**, 256 pp., 2004.

MAIA, L. C.; GIBERTONI, T. B.; **Fungos registrados no semi-árido nordestino.** In: SAMPAIO, E. V. S. B.; GIULIETTI, A. M.; VIRGINIO, J.; GAMARRA-HOJAS, C. F. L. Eds. Vegetação e flora da Caatinga. Recife, Associação Plantas do Nordeste – APNE e Centro Nordestino de Informações sobre Plantas – CNIP, p. 163-176. 2002.

MAIA, L. C.; YANO-MELO, A. M.; GOTO, B. T. **Filo Glomeromycota.** In: GUSMÃO, L. F. P.; MAIA, L. C. eds. Diversidade e caracterização dos fungos do semi-árido Brasileiro. Recife, Associação Plantas do Nordeste – APNE, v. 2, p. 109-126. 2006.

MAJER, R. M.; PEPPER, I. L.; GERBA, C. P. **Environmental Microbiology.** 1 ed. Canadá: Academic Press, 585 pp., 2000.

MAKOI, J. H. J. R.; NDAKIDEMI, P. A. Selected soil enzymes: examples of theirs potential roles in the ecosystem. **African Journal of Biotechnology**, v. 7, n. 3, p. 181-191. 2008.

MANGAN, S. A.; EOM, A. H; ADLER, G. H.; YAVITT, J. B.; HERRE, E. A. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi across a fragmented forest in Panama: insular spore communities differ from mainland communities. **Oecologia**, v. 141, p. 687–700. 2004.

MARIANI, L.; CHANG, S. X.; KABZEMS, R. Effects of tree harvesting, forest floor removal, and compaction on soil microbial biomass, microbial respiration, and N availability in a boreal aspen forest in British Columbia. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 1734-1744. 2006.

MARRIEL, I. E.; OLIVEIRA, C. A.; UTIDA, M.,K., MONTEIRO, G. G.; ALVARENGA, R. C.; CRUZ, J. C. Bioindicadores de qualidade do solo de cerrado sob sistemas de manejo para produção orgânica. EMBRAPA - Milho e sorgo, Circular técnica 73. 2005.

MARTINEZ, V. A.; MERCADO, D. A.; RAMIREZ, D. S.; RODRIGUEZ, L. C.. Microbial communities and enzymatic activities under different management in semiarid soils. **Applied Soil Ecology**, v. 38, p. 249-260. 2008.

MARTINS, M. E.; CAMPOS, D. T. S.; WRUCK, F. J. Caracterização microbiana em um latossolo vermelho-amarelo distroférico sob o sistema de integração lavoura pecuária. **Global Science and Technology**, v. 4, n. 2, p. 38 – 46. 2011.

MATIAS, M. C. B.; SALVIANO, A. A. C.; LEITE, L. F. C.; ARAÚJO, A. S. F. Biomassa microbiana e estoques de C e N do solo sob diferentes sistemas de manejo no Cerrado do Estado do Piauí. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 31, n. 3, p. 517-521. 2009.

MATSUOKA, M., MENDES, I. C. e LOUREIRO, M. F. Biomassa microbiana e atividade enzimática em solos sob vegetação nativa e sistemas agrícolas anuais e perenes na região de Primavera do Leste (MT). **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 27, n. 3, p.425-433. 2003.

MELLONI, R., PEREIRA, E.G., TRANNIN, I. C. B., SANTOS, D. R., MOREIRA, F. M. S. SIQUEIRA, J. O. Características biológicas de solos sob mata ciliar e campo Cerrado no Sul de Minas Gerais. **Ciência Agrotécnica**, v. 25, n. 1, p.7-13. 2001.

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 Amazônica**, v. 39, p. 829-834. 2009.

MENDES, I. C.; CARNEIRO, R. G.; CARVALHO, A. M.; VIVALDI, L.; VARGAS, M. A. T. Biomassa C e atividade microbiana em solos de cerrado sob plantio direto e plantio convencional. Planaltina: CNPAC. 1999.

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**, v. 12, n. 3, p. 211 – 220. 2006.

MENDONÇA, E. S.; MATOS, E. S. **Matéria orgânica do solo: métodos de análises**. Viçosa: UFV, 107 pp., 2005.

MERILES, J. M.; VARGAS GIL, S.; CONFORTO, C.; FIGONI, G.; LOVERA, E.; MARCH, G. J.; GUZMA'N, C. A. Soil microbial communities under different soybean cropping systems: Characterization of microbial population dynamics, soil microbial activity, microbial biomass, and fatty acid profiles. **Soil and Tillage Research**, v. 103, p. 271-281. 2009.

MOLLEA, C.; BOSCO, F.; RUGGERI, B. Fungal biodegradation of naphthalene: microcosms studies. **Chemosphere**, v. 60, ed. 5, p. 636-43. 2005.

MONOKROUSOS, N.; PAPATHEODOROU, E. M.; STAMOU, G. P. The response of soil biochemical variables to organic and conventional cultivation of *Asparagus sp.* **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 18 – 206. 2008.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. Ecologia do Solo. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. (Ed.). **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: Editora UFLA, p. 81-152. 2002.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. Microbiologia e bioquímica do solo. 2º Ed. Editora UFLA:Lavras, 729 pp., 2006.

MORTON, J. B. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature, and identification. **Mycotaxon**, v. 32, p. 267-324. 1988.

MÜLLER, D. H.; CAMPOS, D. T. S.; GUIMARAES, S. L. Comunidade microbiana total e fungos micorrízicos arbusculares em solos sob cultivo de amendoim (*Arachis hypogaea* L.). **Global Science and Technology**, v. 3, n. 3, p. 01-12. 2010.

MUMMEY, D. L.; RILLIG, M. C.; SIX, J. Endogeic earthworms differentially influence bacterial communities associated with different soil aggregate size fractions **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 1608–1614. 2006.

NAKATANI, A. S.; SIQUEIRA, J. O.; SOARES, C. R. F. S.; LAMBAIS, M. R. Comunidades microbianas, atividade enzimática e fungos micorrízicos em solo rizosférico de “landfarming” de resíduos petroquímicos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, p. 1501-1512. 2008.

NANNIPIERI, P.; KANDELER, E.; RUGGIERO, P. Enzyme activities and microbiological and biochemical processes in soil. In: BURNS, R. G., DICK, R. P. (Eds.), **Enzymes in the Environment**, p. 1–33. 2002.

NAHAS, E; CENTURION, J. F.; ASSIS, L. C. Efeito das características químicas dos solos sobre os microrganismos solubilizadores de fosfato e produtores de fosfatases. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 18, p. 49-53. 1994.

NASEBY, D. C.; LYNCH, J. M. Enzymes and microorganisms in the rhizosphere. In: BURNS, R. G., DICK, R. P. (Eds.), **Enzymes in the Environment**, p. 109–123. 2002.

NEWMAN, E. I.; REDDELL, P. The distribution of mycorrhizas among families of vascular plants. **New Phytologist**, v. 106, p. 745-751. 1987.

NICHOLS, K. A. Indirect Contributions of AM Fungi and Soil Aggregation to Plant Growth and Protection. In: SIDDIQUI, Z. A.; AKHTAR, M. S.; FUTAI, K. (Eds.) **Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry**. Springer Science, p. 177-194. 2008.

ODUM, E. P. The strategy of ecosystem development. **Science**, v. 64, p. 262-270. 1969.

OLIVEIRA, S. D.; LEMOS, J. L. S.; BARROS, C. A.; LEITE, S. G. F. V. **Emprego de Fungos Filamentosos na Biorremediação de Solos Contaminados por Petróleo: Estado da Arte.** Rio de Janeiro: CETEM/MCT. (Série Tecnologia Ambiental, 45), 67 pp., 2008.

OLIVEIRA, J. R. A.; MENDES, I. C.; VIVALDI, L. Carbono da biomassa microbiana em solos de cerrado sob vegetação nativa e sob cultivo: avaliação dos métodos fumigação-incubação e fumigação-extracção. **Revista Brasileira de Ciência do solo**, v. 25, p. 863-871. 2001.

PANKHURST, C. E.; HAWKE, B. G.; MCDONALD, H. J.; KIRKBY, C. A.; BUCKERFIELD, J. C.; MICHELSON, 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 Agricultural Research**, v. 35, p.1015-1028. 1995.

PELCZAR, M. J.; CHANG, E. C. S.; KRIEG, N. R. **Microbiologia: conceitos e aplicações**, v. 2, ed. 2, São Paulo: Makron BooKs. 1996.

PETCHEY, O. L.; GASTON, K. J. Functional diversity (FD), species richness and community composition. **Ecology Letters**, v. 5, p. 402-411. 2002.

PIANKA, E. R. On r- and K-selection. **American Naturalist**, v. 104, n. 927, p. 592-597. 1970.

PORTE, M. L.; ALVES, J. C.; DINIZ, A. A.; SOUZA, A.P.; SANTOS, D. Indicadores biológicos de qualidade do solo em diferentes sistemas de uso no brejo paraibano. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, n. 4, p.1011-1017. 2009.

POST, W. M.; KWON, K. C. Soil Carbon Sequestration and Land-Use Change: Processes and Potential. **Global Change Biology**, v. 6, p. 317-327. 2000.

PURIN, S.; FILHO, O. K.; STÜRMER, S. L. Mycorrhizae activity and diversity in conventional and organic apple orchards from Brazil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 1831-1839. 2006.

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

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**, v. 28, p. 163-172. 2005.

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

RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizae, glomalin and soil aggregation. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 84, p. 355-363. 2004.

RILLIG, M. C.; WRIGHT, S. F.; NICHOLS, K. A.; SCHMIDT, W. F.; TORN, M. S. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant Soil**, v. 233, p. 167-177. 2001.

RILLIG, M. C.; RAMSEY, P.; MORRIS, S.; PAUL, E. Glomalin, an arbuscular- mycorrhizal fungal soil protein, responds to soil-use change. **Plant and Soil**, v. 253, n. 2, p. 293-299. 2003.

ROBSON, S. B. Alternativas de desenvolvimento sustentável no semiárido nordestino: da degradação à conservação. **Scientia plena**, v. 5, n. 5, 12 pp., 2009.

RODRIGUEZ-LOINAZ, G.; ONAINDIA, M.; AMEZAGA, I.; MIJANGOS, I.; GARBISU, C. Relationship between vegetation diversity and soil functional diversity in native mixed-oak forests. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 49-60. 2008.

ROGER-ESTRADE, J.; ANGER, C.; BERTRAND, M.; RICHARD, G. Tillage and soil ecology: Partners for sustainable agriculture. **Soil and Tillage Research**, v. 111, p. 33-40. 2010.

ROGERS, B. F.; TATE, R. L. Temporal analysis of the soil microbial community along a toposequence in Pineland soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 33, p. 1389-1401. 2001.

ROLDAN, A.; SALINAS-GARCÍA, J. R.; ALGUACILA, M. M.; DÍAZC, D.; CARAVACAA, F. Changes in soil microbial activity following conservation tillage practices in a sorghum field under subtropical conditions. **Conserving Soil and Water for Society**, 4 pp., 2004.

ROSA, M.E.C.; OLSZEVSKI, N.; MENDONÇA, E.S.; COSTA, L.M.; CORREIA, J.R. Formas de carbono em latossolo vermelho eutrófico sob plantio direto no sistema biogeográfico do cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, n. 4, p. 911-923. 2003.

SAMPAIO, E. V. S. B.; ARAÚJO, M. S. B.; SAMPAIO, Y. S. B. Impactos ambientais da agricultura no processo de desertificação no Nordeste do Brasil. **Revista de Geografia**, v. 22, n. 1. 2005.

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, G. A.; SILVA, L. S.; CANELLAS, L. P.; CAMARGO, F. A. O. **Fundamentos da matéria orgânica do solo. Ecossistemas tropicais e subtropicais**, ed. 2. Porto Alegre-RS: Metrópole, v. 1, p. 325-358. 2008.

SANTOS, J. G. D.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Eficiência de fungos micorrízicos arbusculares isolados de solos de áreas de mineração de bauxita no crescimento inicial de espécies nativas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, p. 141-150. 2008.

SAS INSTITUTE. **SAS/STAT: user's guide version 9.2** (software). Cary. 2008.

SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the *Glomeromycota*: phylogeny and evolution. **Mycological Research**, v. 12, p. 1413-1421. 2001.

SCHÜBLER, A.; WALKER, C. The Glomeromycota. A species list with new families and new genera. Published in libraries at The Royal Botanic Garden Edinburgh, The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University Gloucester, 56 pp., 2010. Disponível em: <<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>>. Acesso em 23/11/2011.

SHIPRA, G.; BAHL, G. S. Phosphorus availability to maize as influenced by organic manures and fertilizer P associated phosphatase activity in soils. **Bioresource technology**, 5 pp., 2008.

SIEVERDING, E.; Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ), Eschborn, Germany, 371 pp., 1991.

SILVA, F.C. da. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 370 pp., 1999.

SILVA, R. R. Qualidade do solo em função de diferentes sistemas de manejo na região Campos das Vertentes, bacia alto do Rio Grande-MG. Lavras, 96 pp., 2001.

SILVA, R. F.; ANTONIOLLI, Z. I.; ANDREAZZA, R.; KAMINSKI, J. Comunidade de fungos micorrízicos arbusculares em solo cultivado com eucalipto, pinus e campo nativo em solo arenoso, São Francisco de Assis, RS. **Ciência Florestal**, v. 18, n. 3, p. 359-367. 2008.

SILVA, E. E. da; AZEVEDO, P. H. S.; DE-POLLI, H. Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo (qCO_2). Seropédica: Embrapa Agrobiologia. 4 pp. (Embrapa Agrobiologia. Comunicado Técnico, 99). 2007.

SILVA, R. F. da; AQUINO, A. M. de; MERCANTE, F. M.; GUIMARAES, M. de F. Macrofauna invertebrada do solo sob diferentes sistemas de produção em Latossolo da Região do Cerrado. **Pesquisa Brasileira de Ciência do Solo**, v. 41, n. 4, p. 697-704. 2007.

SILVA, G. A.; TRUFEM, S. F. B.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; MAIA, L. C.; Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid copper mining area in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 15, p. 47-53. 2005.

SILVEIRA, A. P. S.; FREITAS, S. S. Microbiota do solo e qualidade ambiental. Campinas: Instituto Agronômico, 312 pp., 2007.

SINSABAUGH, R.; REYNOLDS, H.; LONG, T. Rapid assay for amidohydrolase (urease) activity in environmental samples. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 32, p. 2095-2097. 2000.

SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil. Editora UFLA. 716 pp., 2010.

SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A. A. **Biotecnologia do solo: fundamentos e perspectivas**. Brasília: MEC, 236 pp., 1988.

SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M.; GRISI, B. M.; HUNGRIA, M.; ARAÚJO, R. Microrganismos e processos biológicos do solo. Perspectiva ambiental. 1 ed. Brasília: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, 142 pp., 1994.

SIX, J.; ELLIOT, E. T.; PAUSTIAN, K. Soil macroaggregate turnover and microaggregate formation: a mechanism for C sequestration under no-tillage agriculture. **Soil Biology and Biochemistry**, 32, p. 2099-2103. 2000.

SIX, J.; FREY, S. D.; THIES, R. K.; BATTEN, K. M. Bacterial and fungal contributions to carbon sequestration in agroecosystems. **Soil Science Society America Journal**, v. 70, p. 555-569. 2006.

SMITH, S. E.; READ, D. J. Mycorrhizal symbiosis. San Diego: Academic Press, London, 605 pp., 1997.

SMITH S. E.; READ, D. J. Mycorrhizal symbiosis 3 ed. Academic Press. London. 803 pp., 2008.

SOARES, K. F. M.; Diagnóstico geoambiental da bacia do litoral no Ceará. **Mercator**, v. 6, p. 107-166. 2007.

SOUZA, E. D. ; CARNEIRO, M. A. C.; PAULINO, H. B.; SILVA, C. A.; BUZETTI, S. Frações do carbono orgânico, biomassa e atividade microbiana em um Latossolo Vermelho sob cerrado submetido a diferentes sistemas de manejos e usos do solo. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 28, p. 323-329. 2006.

SOUZA, F. A., DECLERCK, S., SMIT, E.; KOWALCHUK, G. A. Morphological, ontogenetic and molecular characterization of *Scutellospora reticulata* (Glomeromycota). **Mycological Research**, v. 109, p. 697-706. 2005.

SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; SALES, M. F.; TRUFEM, S. F. B. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, p. 49-60. 2003.

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.

SPARLING, G. P.; WEST, A. W. A direct extraction method to estimate soil microbial C: Calibration in situ using microbial respiration and ¹⁴C labelled cells. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 20, p. 337-343. 1988.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J.O. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazilian ecosystems. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSAARD, L. (Ed.). **Soil biodiversity in Amazonian and other Brazilian ecosystems**. Wallingford: CABI-Pub, p. 206-236. 2006.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em ecossistemas brasileiros. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSARD, L. (Ed.). **Biodiversidade do Solo em Ecossistemas Brasileiros**, ed. 1, v. 1, p. 537-583. 2008.

SWIFT, M.; BIGNELL, D. **Standard methods for assessment of soil biodiversity and land use practice**. Indonesia: International Center for Research in Agroforestry, 36 pp., 2001.

SYLVIA, D. M., CHELLEMI, D. O. Interations among root-inhabiting fungi and their implications for biological control of root pathogens. **Advances in Agronomy**, v. 73, n.1, p. 1-33. 2002.

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

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

TAO,L.; ZHIWEI, Z. Arbuscular mycorrhizas in a hot and arid ecosystem in southwest China. **Applied Soil Ecology**, v. 29, p.135-141, 2005.

TARAFDAR, J. C.; YADAV, R. S.; MEENA, S. C. Comparative efficiency of acid phosphatase originated from plant and fungal sources. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 164, p. 279-282. 2001.

TCHABI, A.; COYNE, D.; HOUNTONDJI, F.; LAWOUIN, L.; WIEMKEN, A.; OEHL, F. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in sub-Saharan Savannas of Benin, West Africa, as affected by agricultural land use intensity and ecological zone. **Mycorrhiza**, v. 18, p. 181–195. 2008.

TIAN, X. L. Soil ecology research developments. **Nova science publishers**, 295 pp., 2008.

TILMAN, D. Functional diversity. Encyclopedia of Biodiversity. Academic Press, San Diego, CA, p. 109–120. 2001.

TILMAN, D.; REICH, P. B.; KNOPS, J.; WEDIN, D.; MIELKE, T.; LEHMAN, C. L. Diversity and productivity in a long-term grassland experiment. **Science**, v. 294, p. 843–845. 2001.

TOOR, G. S., HUNGER, S., PEAK, J. D., SIMS, J. T., SPARKS, D. L. Advances in the characterization of phosphorus in organic wastes: Environmental and agronomic applications. **Advances in Agronomy**, v. 89, p. 1–72. 2006.

TORSVIK, V.; GOKSEYR, J.; DAAE, F.L.; SORHEIM, R.; MICHALSEN, J.; SALTE, K. Use of DNA analysis to determine the diversity of microbial communities. **Chichester**, p. 39–48. 1994.

TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiologia**. 8. ed. Porto Alegre-RS: Artmed. 2005.

TÓTOLA, M. R.; CHAER, G. M. Microrganismos e processos microbiológicos como indicadores da qualidade dos solos. In: Tópicos em Ciência do Solo. **Sociedade Brasileira de Ciência do Solo**, v. 2, p. 195-276. 2002.

TOWNSEND, C. R.; BEGON, M.; HARPER, J. L. Fundamentos em ecologia. ed. 2, Porto Alegre: Artmed, 592 pp., 2006.

TRESEDER, K. K.; CROSS, A. Global distributions of arbuscular mycorrhizal fungi. **Ecosystems**, v. 9, p. 305–316. 2006.

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

TURCO, R. F.; BLUME, E. Indicator of soil quality. In: SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S.; LOPES, A. S.; GUILHERME, L. R.G.; FAQUIN, V.; FURLANI NETO, A. E.; CARVALHO, J. Q. (Ed.) **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas**. Viçosa: SBCS, Lavras: UFLA/DCS, p. 529-550. 1999.

TURRINI, A.; AVIO, L.; BEDINI, S.; GIOVANNETTI, M. In situ collection of endangered arbuscular mycorrhizal fungi in a Mediterranean UNESCO Biosphere Reserve. **Biodiversity and Conservation**, v. 17, p. 643-657. 2008.

UDAWATTA, R. P.; KREMER, R. J.; ADAMSON, B. W.; ANDERSON, S. H. Variation in soil aggregate stability and enzyme activities in a temperate agroforestry practice. **Applied Soil Ecology**, v. 39, p. 153-160. 2008.

VAZZOLER, A. E. A. M. Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática. Maringá: Eduem; São Paulo: SBI. 1996.

VIOLI, H. A.; BARRIENTOS-PRIEGO, A. F.; WRIGHT, S. F.; ESCAMILLA-PRADO, E.; MORTON, J. B.; MENGE, J. A.; LOVATT, C. J. Disturbance changes arbuscular mycorrhizal fungal phenology and soil glomalin concentrations but not fungal spore composition in montane rainforests in Veracruz and Chiapas, Mexico. **Forest Ecology and Management**, v. 254, p. 276–290. 2008.

VISSE, S.; PARKINSON, D. Soil biological criteria as indicators of soil quality: soil microorganism. **American Journal of Alternative Agriculture**, v. 7, n. 1, p. 33-37. 1992. WARDLE, D.A.; GHANI, A. Why is the strength of relationships between pairs of methods for estimating soil microbial biomass often so variable? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 27, n. 6, p. 821-828. 1995.

YANG, L.; LI, T.; LI, F.; LEMCOFF, J. H.; COHEN, S. Fertilization regulates soil enzymatic activity and fertility dynamics in a cucumber field. **Scientia Horticulturae**, v. 116, p. 21-26. 2008.

YOUNG, I. M.; CRAWFORD, J. W. Interaction and self-organization on the soil–microbe complex. **Science**, v. 304, p. 1634–1637. 2004.

XAVIER, F. A. S.; MAIA, S. M. F. OLIVEIRA, T. S.; MENDONÇA, E. S. Biomassa microbiana e matéria orgânica leve em solos sob sistemas agrícolas orgânico e convencional na Chapada da Ibiapaba – CE. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, p. 247-258. 2006.

ZAK, J. C.; WILLING, M. R.; MOORHEAD, D. L.; WILDMAN, H. G. Functional diversity of microbial communities: a quantitative approach. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 26, p. 1101–1108. 1994.

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

ZHAO, Z. W.; WANG, G. H.; YANG, L. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a tropical rainforest of Xishuangbanna, southwest China. **Fungal Diversity**, v. 13, p. 233–242. 2003.

ZHANG, Y.; GUI, L. D.; LIU, R. J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. **Plant Soil**, v. 261, p. 257–263. 2004.

ZHU Y. G.; MILLER R. M. Carbon cycling by arbuscular mycorrhizal fungi in soil-plant systems. **Trends in Plant Science**, v. 8, p. 407-409. 2003.