

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
REGIONAL DE JATAÍ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

**DENSIDADE MICROBIOLÓGICA E POTENCIAL METABÓLICO
EM CERRADO NATIVO E CULTIVADO**

Douglas Siqueira Freitas
Engenheiro Agrônomo

JATAÍ - GOIÁS - BRASIL
Julho de 2014

DENSIDADE MICROBIOLÓGICA E POTENCIAL METABÓLICO EM CERRADO NATIVO E CULTIVADO

DOUGLAS SIQUEIRA FREITAS

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Goiás – UFG, Regional de Jataí, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia (Produção Vegetal).

Orientador: Prof. Dr. Helder Barbosa Paulino
Coorientador: Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro

JATAÍ - GOIÁS - BRASIL
Julho de 2014

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
BSCAJ/UFG

F862d

Freitas, Douglas Siqueira.

Densidade microbiológica e potencial metabólico em cerrado nativo e cultivado [manuscrito] / Douglas Siqueira Freitas. - 2014.

70 f. : il., figs., tabs.

Orientador: Prof. Dr. Helder Barbosa Paulino: Co-Orientador: Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Goiás, Regional Jataí, 2014.

Bibliografia.

Inclui lista de tabelas e figuras.

1. Microbiologia agrícola. 2. Biologia do solo. 3. Cultivos agrícolas – Cerrado.

CDU: 631.461(213.54)

DOUGLAS SIQUEIRA FREITAS

**TÍTULO: “DENSIDADE MICROBIOLÓGICA E POTENCIAL
METABÓLICO EM CERRADO NATIVO E CULTIVADO”,**

Dissertação DEFENDIDA e APROVADA em 19 de julho de 2014, pela Banca
Examinadora constituída pelos membros:



Prof. Dr. Helder Barbosa Paulino
Presidente – CAJ/UFG



Prof. Dr. Edicarlos Damacena de Souza
Membro Externo– UFMT



Prof. Dr. Elaine Cristina Castelhana
Membro -CAJ/UFG

Jataí - Goiás
Brasil

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

DOUGLAS SIQUEIRA FREITAS - nasceu em 30 de março de 1988 em Jataí - GO. Formou-se Bacharel em Engenharia Agrônômica pela Universidade Federal de Goiás no ano de 2011. Realizou sua iniciação científica de 2009 a 2011 pelo Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica (PIBIC), orientado pelo Professor Doutor Iraci Scopel, docente da mesma instituição. Atualmente cursa Mestrado em Produção Vegetal pela Universidade Federal de Goiás, onde desenvolve trabalhos referentes a Análise da Diversidade de Microrganismos do Solo.

*Dedico este trabalho a todas as pessoas que, assim como eu,
amam o que fazem*

AGRADECIMENTOS

A Deus por mostrar me sempre os melhores caminhos, dando me a sabedoria para escolhe-los, ademais por enviar pessoas de sua confiança para ensinar me a superar os defeitos e tornar me uma pessoa melhor.

À Capes, pela concessão da bolsa de estudos.

À Universidade Federal de Goiás – Regional de Jataí pela oportunidade.

Aos amigos e colegas de mestrado Ana Cláudia Alves, Geici Cintra, Mariele Rossato. Em especial aos meus grandes amigos Rafael Cadore, Taynara Peres de Lima, Nélio Lima e Iolly Lauana Lima pelo companheirismo e auxílio durante o mestrado e espero que ao longo de toda a vida.

A minha amiga Régia Estevam, que guiada pelas mãos de Deus, tornou possível minha participação neste programa de Mestrado.

Aos alunos de graduação Bruno Katzer, Rodrigo e Leandro Assunção que com disposição e dedicação tornaram possível a realização deste trabalho.

A todos os meus amigos e colaboradores da Universidade Federal de Lavras em especial a Luana Rafaela Maciel Wilda, Laíze Vilela, Fabricio Salgado, Marisangela Barbosa, Luciane Sales e a Dra. Fatima Maria de Souza Moreira.

Aos funcionários e técnicos administrativo da Universidade Federal de Goiás – Regional de Jataí, pela ajuda e ensinamentos na condução da pesquisa. Em especial a Vania Klein e ao senhor Mario pelos auxílios prestados ao longo deste trabalho.

Ao meu orientador Helder Barbosa Paulino e coorientador Marco Aurélio Carbone Carneiro pela paciência, confiança e dedicação, atributos sem os quais não teria sido possível a conclusão deste trabalho.

Aos demais colegas e professores do curso de pós-graduação em agronomia (Produção Vegetal), pelos ensinamentos, pelo convívio, dividindo dificuldades, experiências e momentos de descontração.

A todos, muito obrigado.

*“A coisa mais indispensável a um
homem é reconhecer o uso que deve
fazer do seu próprio conhecimento”*

Platão

RESUMO

A conservação da qualidade de solos nativos e cultivados na região do Cerrado, vista do ponto de vista microbiológico, tem sido discutida tanto com foco ecológico quanto produtivo. Neste trabalho, a biota do solo sob Cerrado nativo foi contrastada com aquela presente nos sistemas de cultivo plantio direto (soja/sorgo), integração lavoura-pecuária (soja/braquiária), café, floresta de eucalipto cultivada e pastagem não manejada, formando o objeto de estudo. Posto que é laborioso levantar todos os parâmetros físicos e químicos que circundam a qualidade de um solo e como a comunidade de fungos e bactérias sofre influência direta destes fatores, o estudo microbiológico, exclusivamente, pode responder sobre a qualidade de um sistema nativo ou cultivado. Para este estudo foram coletadas 10 amostras compostas dentro de cada sistema de cultivo em forma de transecto, distando 20 metros entre si. A comunidade microbiológica foi avaliada quanto a sua densidade a partir da quantificação do carbono da biomassa microbiana, do carbono total, do nitrogênio da biomassa e do nitrogênio total. Sabendo que a avaliação quantitativa não seria suficiente para expressar o comportamento da comunidade microbiana, a análise do potencial metabólico baseada nos testes de capacidade degradativa de substratos, teste enzimático e respiração basal do solo, foram aplicadas. Os dados quantitativos mostraram que as áreas de pastagem e plantio direto apresentam uma biomassa microbiana semelhante ao solo sob Cerrado nativo (controle) porém divergem significativamente na capacidade degradativa dos substratos e na atividade enzimática, mostrando que o cultivo imprimiu seleção sobre a microbiota nestas áreas.

Palavras Chave: Cultivo sustentável, microbiologia agrícola, solos cultivados, qualidade de sistemas produtivos

ABSTRACT

The conservation of native and cultivated soils quality in the Cerrado region, seen by a microbiological point of view, has been discussed with both ecological as productive focus. In this work, the quality of native Cerrado was contrasted with that present in no-tillage system (soybean/sorghum), crop-livestock system (soy/pasture), cultivated coffee, eucalyptus forest and not managed grassland, to form the object of study. Since it is laborious to assess all the physical and chemical parameters that surround the quality of soil and, as the community of fungi and bacteria receive direct influence of these factors, the microbiological study can answer questions about the quality of a native or cultivated system. For this study 10 composite samples were collected within each cropping system on a transect shape, lying 20 meters from each other. The microbial community was evaluated for its density from the quantification of microbial biomass carbon, total carbon, microbial biomass nitrogen and total nitrogen. Once is known that the quantitative assessment would not be enough to express the behavior of microbial community, an analysis of the metabolic potential based on degrading capacity of substrates, enzyme assay and basal soil respiration tests were applied. Quantitative data showed that areas of pasture and no-tillage had similar microbial biomass of the soil under native Cerrado (control) but differ significantly in the degradative capacity of substrates and enzyme activity, showing that crops impress selection under microbiota in these areas.

Keywords: Sustainable farming, agricultural microbiology, cultivated soils, quality of production systems

LISTA DE FIGURAS

1. GRÁFICO - Climograma no qual são apresentados os dados de precipitação e temperaturas máximas e mínimas do ano de 2013 referentes ao município de Jatai-GO30
1. FIGURA - Imagem de satélite na qual são apresentadas as posições das unidades experimentais dentro da regional da Universidade Federal de Goiás/Unidade de Jataí31
2. GRÁFICO - Capacidade de utilização de substratos esculina citrato de ferro, D-glucose, D-maltose, Ácido adipato e citrato de trisódio pela microfauna do solo sob diferentes cultivos50
3. GRÁFICO - Atividade relativa das enzimas esterase lipase, leucina arilamidase, cistina arilamidase, α -glucosidase e fosfatase básica atuantes no solo sob diferentes cultivos51

LISTA DE TABELAS

1. QUADRO - Principais indicadores físicos, químicos e biológicos e suas relações com a qualidade do solo.....25
2. QUADRO - Histórico de uso e manejo aplicados sob as áreas de cultivo32
1. TABELA - Análise química padrão do solo da camada de 0 a 20 cm de profundidade em pastagem de braquiária extensiva (PA), sucessão soja/sorgo em sistema de plantio direto (PD), Cerrado nativo (CE), floresta implantada de eucalipto (FLO), café (CA) e integração lavoura-pecuária (ILP).....34
2. TABELA - Análise física do solo da camada de 0 a 20 cm de profundidade em pastagem de braquiária extensiva (PA), sucessão soja/sorgo em sistema de plantio direto (PD), Cerrado nativo (CE), floresta implantada de eucalipto (FLO), café (CA) e integração lavoura-pecuária (ILP).....34
3. QUADRO - Fontes presentes no kit API@20NE, reações utilizadas para detectar a ocorrência de assimilação e fórmulas químicas41
4. QUADRO - Relação entre os componentes do Kit API@20NE com o tipo de substrato que se constituem41
5. QUADRO - Enzimas presentes no Kit API@20ZYM, grupo enzimático a qual pertencem, reações utilizadas para detecção da atividade enzimática e tipo de atividade indicadora no solo43
3. TABELA - Teores de carbono na biomassa microbiana (C-BMS), nitrogênio na biomassa microbiana (N-BMS), carbono total do solo (C-TOTAL) e nitrogênio total do solo (N-TOTAL) em diferentes cultivos.....45
4. TABELA - Taxa respiratória microbiana (RESP), quociente metabólico (qCO₂), quociente microbiano (qMIC) e atividade da urease no solo sob nos diferentes cultivos48

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS LISTA DE TABELAS

1 INTRODUÇÃO	12
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1 O solo	14
2.2 O solo sob Cerrado nativo	15
2.3 Cultivos agrícolas em solos de Cerrado.....	15
2.4 O solo como habitat para microrganismos	17
2.5 Microrganismos edáficos: Relações entre áreas nativas e cultivadas.....	19
2.5.1 Plantio direto.....	20
2.5.2 Culturas perenes	21
2.5.3 Cultivos florestais	21
2.5.4 Sistemas de produção baseados em pastagens cultivadas.....	22
2.6 A qualidade do solo	23
2.6.1 Indicadores da qualidade do solo.....	24
2.6.2 Indicadores biológicos	26
2.6.2.1 Estudo da densidade microbiológica do solo.....	26
2.6.2.2 Estudo do potencial metabólico do solo.....	27
3 MATERIAL E MÉTODOS	30
3.1 Definição das áreas de estudo	30
3.2 Amostragem	34
3.3 Indicadores.....	35
3.3.1 Carbono da biomassa microbiana	35
3.3.2 Respiração Basal.....	36
3.3.3 Carbono total do solo	37
3.3.4 Quociente metabólico (qCO ₂).....	38
3.3.5 Quociente microbiano (qMIC)	38
3.3.6 Nitrogênio da biomassa microbiana	39

3.3.7 Nitrogênio total do solo	40
3.3.8 Perfil fisiológico	40
3.3.9 Perfil enzimático	42
3.3.10 Atividade da urease	43
3.4 Análises estatísticas	44
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	45
4.1 Estimativa da densidade microbiológica do solo	45
4.2 Estimativa do potencial metabólico microbiano	48
5 CONCLUSÕES.....	52
REFERÊNCIAS	53

1 INTRODUÇÃO

A presente pesquisa configura-se como uma prospecção microbiana em áreas sob Cerrado nativo e cultivadas. Embora grandes extensões de terra sejam cultivadas em campos originados a partir do Cerrado, solos sob este Bioma são caracterizados por sua baixa fertilidade natural. Desse modo a remoção da vegetação nativa tem um maior impacto sobre as características físicas, química e biológicas nestes solos em comparação aos demais Biomas. Ademais, os principais cultivos agrícolas empregados em áreas de Cerrado, por mais adequados às condições físico-químicas do solo requeridas pela planta, têm uma visão pouco voltada aos impactos causados sobre a microbiota do solo.

Dentre as principais culturas anuais mais cultivadas no Cerrado podem ser citadas a soja, o algodão e o milho, dentre as culturas perenes estão o café e espécies frutíferas, além desses, grandes áreas sob pastagem podem ser encontradas e em menor expressividade cultivos florestais. Deste modo, os tratos culturais necessários à implantação e manejo dessas culturas como adubação, calagem, aração e/ou gradagem ou mesmo pela própria remoção das espécies nativas, resultam na alteração das propriedades do solo como temperatura, umidade e agregação, o que por sua vez provoca a seleção dos microrganismos que habitam o ambiente.

A mudança na estrutura de uma comunidade microbiológica influi diretamente sobre a relação solo-planta, uma vez que vários processos de importância vital dependem da ação de grupos específicos de organismos. Os processos de decomposição, ciclagem de nutrientes, agregação, imobilização, mineralização, solubilização, translocação, quelação, precipitação e fixação de nitrogênio, são exemplos simples de processos que podem ser alterados uma vez que a comunidade de microrganismos seja modificada. A ação nitrificante mediada por bactérias, é um exemplo clássico da disponibilização de formas assimiláveis de nitrogênio. Estes organismos também são responsáveis pela fixação biológica de nitrogênio, do qual as espécies leguminosas são dependentes. Os organismos pertencentes ao reino *Fungi* são fundamentais nos processos de decomposição de resíduos depositados sobre o solo e em simbioses radiculares de fungos micorrízicos com plantas, que potencializam a absorção de vários nutrientes, em especial o fósforo. Como a densidade, atividade e

diversidade desses organismos é reflexo direto das propriedades físico-químicas do solo associadas aos fatores ambientais, seu estudo reflete a qualidade dos ecossistemas.

Indicadores como a biomassa microbiana, o carbono orgânico e o nitrogênio total são comuns para o estudo da densidade de microrganismos. Contudo, seu uso de forma isolada pode gerar informações insuficientes, uma vez que somente a partir desta não é possível inferir com clareza, se a atividade de um organismo ou grupo de organismos foi perdida/substituída ou se somente sua quantidade foi reduzida.

Neste sentido, este trabalho destina-se a verificar a intensidade da variabilidade microbiológica de comunidades bacterianas e fúngicas, entre áreas sob Cerrado nativo e cultivadas, através da associação dos principais indicadores quantitativos e de potencial metabólico. Também almeja-se constituir a qualidade de solos cultivados em relação a área sob Cerrado nativo a partir de sua variabilidade microbiana.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O solo

O Solo não apresenta uma definição universal. A visão dos agricultores e agrônomos, por exemplo, é diferente daquela apresentada por engenheiros civis, que por sua vez difere daquela apresentada por geólogos e assim por diante. Historicamente, o conceito “solo” foi amplamente discutido por pesquisadores das mais diversas áreas do conhecimento. No final de 1880, o russo Vasilij Dokuchaev, considerado pai da pedologia (do grego *pedon*: solo e *legos*: conhecimento), apresentou a primeira definição de solo como uma entidade tridimensional localizada na superfície terrestre, que apresenta morfologia e física única e propriedades químicas e biológicas adquiridas pela interação, através do tempo, entre os organismos vivos e mortos, rochas e clima em uma determinada posição topográfica (RAMANN, 1911).

Com o passar dos anos, a relação planta x solo foi retirada da definição, uma vez provado que há solos na ausência destas. O avanço da ciência permitiu que solos de outros planetas, como Marte, fossem conhecidos, levando a criação de novos conceitos. A definição mais aceita atualmente foi proposta por Johnson (1998), de que o solo é um ambiente composto por material orgânico ou lítico situado na superfície de planetas e corpos semelhantes alterados por agentes biológicos, químicos e/ou físicos.

Do ponto de vista agrônomo a USDA (Departamento de agricultura dos Estados Unidos), define o solo com um corpo natural composto de sólidos (minerais e matéria orgânica), líquidos e gases que ocorre na superfície terrestre, ocupa espaço físico e é caracterizado por uma ou ambas das seguintes aplicações: horizontes, ou camadas, que se distinguem entre si a partir do material de origem como resultado de adições, perdas, transferências e transformações de energia e matéria e/ou com a capacidade de suportar plantas enraizadas em um ambiente natural.

2.2 O solo sob Cerrado nativo

O Cerrado é o segundo maior bioma brasileiro, estendendo-se por uma área de 2.045.064 km² e abrangendo oito estados do Brasil Central: Minas Gerais, Goiás, Tocantins, Bahia, Maranhão, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Piauí e o Distrito Federal (ALVARES et al., 2013). Cortado por três das maiores bacias hidrográficas da América do Sul, tem índices pluviométricos regulares que lhe propiciam sua grande biodiversidade (RIBEIRO et al., 1981).

Os solos sob este Bioma são formados por diferentes rochas de origem, que datam do período Terciário (EITEN, 1972). Estes são geralmente Latossólicos, álicos, distróficos, profundos, de cor vermelha ou vermelha amarelada, porosos, permeáveis e bem drenados. Nos solos nativos, aqui designados como não antropizados (*dic.* Adjetivo: transformação que exerce o ser humano tanto sobre o meio ambiente, como sobre o biótopo ou a biomassa), muitos nutrientes fundamentais (N, K, P, S, Ca, Mg) para o desenvolvimento das plantas estão em concentrações extremamente baixas. São solos originalmente ácidos, com pH que pode variar de menos de 2,5 a pouco mais de 4. Níveis elevados de íons ferro e manganês associados aos altos níveis de Al³⁺ contribuem para a elevada toxidez destes solos. O teor de matéria orgânica é em geral reduzido, oscilando entre 1 e 4% (ARAÚJO et al., 2007). Graças a este teor de matéria orgânica e ao tipo de argila, as cargas responsáveis pela retenção de nutrientes são associadas ao pH do solo.

2.3 Cultivos agrícolas em solos de Cerrado

As técnicas de correção e fertilização podem contornar os principais problemas dos solos nativos de Cerrado e por isso a pobreza natural destes não se constitui em obstáculo para a ocupação de grandes extensões pela agricultura moderna. O relevo plano associado a adequada distribuição das chuvas, o que ocorre principalmente nos estados de Goiás e Mato Grosso, permite que culturas altamente exigentes possam ser cultivadas com as maiores médias produtivas do país (PEREIRA & VELINI, 2003).

Nestas regiões, entre os anos 60 e 80, as florestas de Cerrado nativas foram convertidas em cultivos agrícolas ou pastagens pouco ou não corrigidas/fertilizadas para criação bovina extensiva (JANTALIA et al., 2007).

Estima-se que atualmente 49,5.10⁶ ha de pastagens cultivadas, 13,4.10⁶ ha de cultivos anuais e 2.10⁶ ha de cultivos perenes foram convertidas a partir de áreas de Cerrado, enquanto somente 4,6.10⁶ ha são destinados a reservas (BROSSARD & BARCELLOS, 2005).

A primeira cultura anual implantada na região foi a Soja (*Glycine max* L.). Esta cultura foi cultivada na época do verão, seguida de pousio (época de estiagem), o que caracterizava o sistema como monocultivo, sob preparo convencional (PC) (BATLLE-BAYER et al., 2010). Seja pela preocupação crescente com a degradação do solo ou por fins econômicos, técnicas como a rotação de culturas (alternância de espécies vegetais na mesma estação em uma determinada área, observando-se um período mínimo sem o cultivo desta espécie na mesma) (CALEGARI, 2002) e a manutenção da cobertura vegetal, foram inseridas nos sistemas ao longo dos anos. Estes princípios associados ao mínimo revolvimento/perturbação do solo foram utilizados para criar o sistema de plantio direto (PD) (BERNOUX et al., 2006), adotado até os dias atuais. No Cerrado goiano, as principais culturas de rotação sob este sistema são a soja e milho (*Zea mays* L.) ou sorgo (*Sorghum bicolor* L.), cultivados de março a meados de junho (MALTAS et al., 2007).

Conforme o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), os cultivos de Soja e Milho em áreas de Cerrado constituem 54% e 28%, respectivamente, da produção nacional, demonstrando que estas áreas são de grande importância para o agronegócio brasileiro. Ainda segundo o instituto, a maioria da produção de café brasileiro de alta qualidade vem de fazendas situadas dentro do Bioma (predominantemente no estado de Minas Gerais), sendo estas responsáveis por produzir 59% do café nacional.

Nas últimas três décadas, um aumento expressivo de cultivos florestais em áreas de Cerrado tem ocorrido. Estes cultivos são comumente voltados a produção de fibras e energia (FERREIRA et al., 2007; FERNANDES et al., 2012). A arborização agrícola adota espécies exóticas de crescimento rápido como *Eucalyptus* spp. e *Pinus* spp. (ZINN et al., 2002). O cultivo destas espécies em áreas de Cerrado, fora do estado de Minas Gerais (responsável por 52% da produção brasileira), é implantado em solos com maior fração areia ou em áreas com declividade acentuada (DOSSA et al., 2002). Segundo a Sociedade Brasileira de Silvicultura (SBS), no ano de 2011, aproximadamente 70% das áreas cultivadas com Eucalipto e Pinus pertencem a empreendimentos verticalizados de papel e celulose.

Os sistemas agropastoris ou de integração lavoura-pecuária têm sido considerados conservacionistas pelo seu objetivo em sustentar a produtividade em várias regiões do

Cerrado, principalmente em áreas mais susceptíveis a degradação (CARVALHO et al., 1990). Este sistema combina a adoção de cultivos alternados em uma mesma área, como o plantio direto, de culturas anuais, como a soja e pastagens, como a braquiária (ALVARENGA et al., 2007).

2.4 O solo como habitat para microrganismos

O habitat solo é constituído por partículas minerais de vários tamanhos, formas e características químicas, juntamente com as raízes das plantas, de organismos vivos e da matéria orgânica do solo (MOS) em vários estágios de decomposição, além de gases, água e os solutos dissolvidos (HE et al., 2008).

Os microrganismos edáficos participam da gênese de seus habitats e constituem uma importante parte da biota em um ecossistema (HE et al., 2008). A fauna edáfica inclui representantes pertencentes a todos os grupos de microrganismos (bactérias, fungos, protozoários, etc.), algas e de quase todos os filos animais (PANKHURST et al., 1997). As comunidades microbianas presentes na fauna edáfica são responsáveis por processos como a imobilização, mobilização, transformação, precipitação extracelular, acumulação intracelular, reações de oxidação e redução, metilação e desmetilação, dentro outros (LIU et al., 2014). A atividade destes organismos é de vital importância para manutenção da vida na Terra.

Dentro das comunidades edáficas, fungos e bactérias, são os grupos mais numerosos e diversos. Estes microrganismos obtêm energia para o seu desenvolvimento através dos processos que realizam no solo (SANTINI et al., 2000; ANTONIOLLI et al., 2010), devolvendo compostos oxidados necessários ao sistema solo. As bactérias são responsáveis pela principal via de entrada de nitrogênio (N) no sistema edáfico, pois embora a atmosfera seja constituída por 78% de N, este não pode ser utilizado diretamente pelas plantas, antes precisa ser "fixado" em uma das formas reativas (por exemplo o NH_4^+) (KEUTER et al., 2014). Através da fixação biológica de nitrogênio (FBN) o N atmosférico é reduzido a amoniacal por microrganismos através da enzima nitrogenase (NEWTON, 2007; HAIDER & SCHÄFFER, 2009). O principal exemplo de fungos no desenvolvimento vegetal faz referência ao fósforo (P). A baixa concentração deste elemento nos solos tropicais, tanto nas formas orgânicas e inorgânicas associadas a sua baixa disponibilidade, o torna crítico para o cultivo vegetal (PFENNING & ABREU, 2010; SMITH et al., 2011). Como apenas uma

proporção, geralmente inferior a 1% deste elemento está imediatamente disponível para as plantas (RICHARDSON et al., 2009), sua absorção é auxiliada pela associação destas com fungos micorrízicos arbusculares (FMA) (SMITH et al., 2011). Nesta associação simbiótica, a planta fornece carboidratos para os FMAs, em troca da qual recebe nutrientes minerais e água, absorvidos pelo micélio fúngico extraradicular e transferido para a planta (BAGO et al, 2003; PFEFFER et al, 2004).

Embora realizarem processos únicos no solo, as bactérias e fungos atuam de forma conjunta para realizar diferentes funções. A agregação do solo é um exemplo desta atuação conjunta. As ações destes microrganismos (fungos e bactérias) podem aumentar ou reduzir a agregação das partículas do solo (PAUL & CLARK, 1996). O aumento da agregação pode ser conferido de forma física quando, em agregados médios (200 micrometros), raízes e hifas se entrelaçam e promovem a ligação das unidades estruturais das mesmas e/ou em agregados menores (2 a 20 micrometros), placas de argila aderem-se a superfície das hifas e ao redor das células bacterianas, através de fibrilas, mucilagem e coloides orgânicos (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). As células microbianas também podem interagir com íons inorgânicos oriundos de materiais orgânicos remanescentes, formando complexos persistentes no solo ou produzindo agentes colantes, agregantes ou cimentantes, como polissacarídeos de alta viscosidade e substâncias húmicas, que se acumulam como resultado da ação de organismos heterotróficos sobre a matéria orgânica (BOTTINELLI et al., 2014). De forma indireta, a presença, principalmente de fungos micorrízicos, pode estimular a produção de raízes pelas plantas ou mesmo aumentar a exsudação de substâncias com efeito agregante, como a glomalina, melhorando a estrutura do solo. A redução da agregação do solo é resultante dos processos de decomposição, que por reduzirem o pH quebram as ligações entre matéria orgânica e a argila ou quelam cátions (CHENU & STOTZKY, 2002).

A elevada complexidade biológica que é função direta da diversidade genética de uma comunidade garante relações diversas, as quais limitam a explosão populacional, gerando, assim, condições de equilíbrio biológico do sistema. Uma comunidade em equilíbrio com seu ambiente sofre menor efeito de fatores externos e está sob estado denominado tampão biológico. A capacidade de organismos suprirem a ausência de outro em determinada função (redundância funcional) torna o sistema extremamente dinâmico, garantindo que se as condições forem desfavoráveis para um ou mais grupos, outros estarão aptos a aquelas condições e continuarão a realizar o processo (MENDES & REIS JÚNIOR, 2004).

A ação dos microrganismos é concomitantemente causa e efeito da diversidade da microfauna, uma vez que o meio edáfico, por vários fatores como pH, concentração de matéria orgânica e agregação do solo, afeta a concentração e diversidade de fungos e bactérias em determinado sítio, a comunidade criada neste sítio num segundo momento, será responsável por definir, através da excreção de enzimas, substâncias alelopáticas ou do *quorum sensing* (emissão de estímulos por microrganismos baseados na densidade populacional), a microbiota que se estabilizará (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

2.5 Microrganismos edáficos: Relações entre áreas nativas e cultivadas

A disponibilidade de água e substratos, a difusão facilitada de gases e a proteção contra predadores associadas ao acúmulo de serapilheira, formam um microclima favorável para as populações microbianas nos sistemas naturais (BALOTA et al., 2004; ABURJAILE et al., 2011). Em contraste com sistemas agrícolas, estes ecossistemas apresentam não só uma maior deposição de materiais orgânicos (liteira) mas também uma maior diversidade nutricional dos compostos depositados sobre o solo (PAUSCH et al., 2013). Em função desta diversidade, observa-se tanto uma decomposição rápida do material vegetal e consequente liberação dos nutrientes no solo (capturados por raízes superficiais e micorrizas), quanto uma decomposição gradativa para aqueles depositados com maior relação C:N, que são decompostos de forma mais lenta, refletindo em uma maior quantidade de MO estável (BLAGODATSKAYA et al., 2009; DORODNIKOV et al., 2009). Este fato permite a conclusão de que sistemas naturais são ricos em diversidade microbiana pois apresentam tanto uma liberação instantânea de nutrientes quanto gradativa, associadas ao microclima presente nestes sistemas (BATJES, 1996; HERNÁNDEZ & HERNÁNDEZ, 2002).

Os processos mediados microbiologicamente são diretamente afetados pelas atividades agrícolas (BÜNEMANN et al., 2006), contudo, uma vez entendidas as relações biológicas de um sistema, é possível gerenciar seus processos para a produção e ganho ambiental (GUPTA & RYDER, 2003; WAKELIN et al., 2009). De forma a compreender estas relações, estudos a nível de comunidade e que incorporem a ecologia microbiana funcional precisam ser levantados (ROJAS & CALVO, 2014), no entanto, são raros os estudos que têm esta proposta no Bioma Cerrado.

O principal problema da conversão de áreas nativas em cultivos agrícolas está ligado a própria remoção das plantas do solo (KETTERING et al., 2013), pois, após a retirada das

plantas nativas ou remoção da espécie cultivada através da colheita, suas raízes não poderão mais interceptar os nutrientes liberados pelo processo de decomposição, resultando em sua lixiviação do sistema (KUZYAKOV & XU, 2013), além disto há mais entrada de carbono (advindo da fotossíntese) e conseqüentemente há perda de carbono nativo devido ao processo de decomposição.

Ainda que a redundância funcional (capacidade de diferentes grupos de organismos realizarem as mesmas funções edáficas) ocorra com extrema eficiência em todos os ecossistemas (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006), a forte seleção ocasionada pelos cultivos, principalmente quando adota-se um manejo do solo não conservacionista ou mesmo sob monocultura, reflete na redução da diversidade microbiana até que, em casos extremos, ocorra a perda de resiliência do sistema (poder de recuperação dos processos no solo sob condições adversas) (VEZZANI & MIELNICZUK, 2009). Contudo, a forma de alteração exercida por cada um dos processos do solo é particular ao tipo/sistema de cultivo adotado, considerando que sistemas mais conservacionistas podem promover menor intensidade de impacto aos processos microbianos do solo.

2.5.1 Plantio direto

O sistema de plantio direto, é um método de gerenciamento de cultivo que visa a sustentabilidade pois protege o solo, água, ar e biodiversidade (CALEGARI et al, 2007). Graças a sua viabilidade econômica e resposta produtiva, a quantidade de áreas agrícolas que adotam este sistema tem aumentado em todo o mundo. Nos últimos anos, o Brasil tem convertido cerca de 25 milhões de hectares em sistemas de cultivo de plantio direto (DERPSCH et al., 2010; DORR DE QUADROS et al., 2012).

Comparando o plantio direto (PD) com o sistema que era adotado em grande parte das áreas cultivadas (plantio convencional) Feng et al. (2003) relatam que um sistema de plantio direto leva a uma maior concentração de carbono orgânico do solo (COS) e biomassa microbiana (C-BMS) em superfície. Além disso, aumentos significativos de nitrogênio orgânico (N_{org}) e carbono orgânico (C_{org}) no solo em sistema de plantio direto foram verificados por Wang et al. (2011). Contudo, o nitrogênio proveniente tanto da fertilização quanto da rotação de culturas pode modificar a qualidade do solo e sua fertilidade, afetando indiretamente a composição da comunidade microbiana. Fierer et al. (2012) comentam que a adição de N pode resultar na mudança da composição microbiológica de bactérias

oligotróficas. Ainda, Lu et al. (2011) demonstram que todos os processos do ciclo do nitrogênio aumentaram com a adição de N por aquelas fontes.

A composição das culturas em rotação, base do sistema de plantio direto, determina a relação C:N formada no solo. O uso de gramíneas e leguminosas em consórcio tende a evitar a imobilização de nitrogênio, enquanto a mineralização favorecerá a disponibilidade e a absorção deste nutriente pelas plantas (CALEGARI, 2002). Este fato tem efeito significativo sobre a composição microbiana (FIERER et al, 2009), pois plantas ricas em proteínas e açúcares, especialmente da família *Fabaceae*, têm uma liberação de nutrientes mais acelerada do que no caso de plantas mais fibrosas, como gramíneas e cereais, o que provoca a seleção de microrganismos mais aptos a utilização de substratos específicos em cada ambiente (DORR DE QUADROS et al., 2012).

2.5.2 Culturas perenes

Em nível edáfico, os ecossistemas agrícolas perenes são caracterizados por perturbações menos consideráveis, uma vez que os processos relativos a instalação destas culturas vegetais são aplicados por períodos de tempo menos recorrentes que aquele observado para culturas anuais. Contudo, o estudo realizado por Mganga e Kuzyakov (2014) demonstra que solos sob cultivo de café continham menos C-BMS que aqueles sob vegetação nativa. Os autores atribuem este fato a redução da entrada de substrato vegetal no sistema, devido à baixa produção de resíduos pelas plantas e pela perda de C nestes ecossistemas, através de lixiviação. Além disso, o uso de fungicidas à base de cobre (Cu) para o controle de fungos patogênicos em agroecossistemas, como tem sido realizado pelos cafeicultores em todo o mundo (NYAMBO et al., 1996), atua negativamente sobre a C-BMS pois elimina de forma indireta vários grupos de fungos do solo (MERRINGTON et al., 2002; FAN et al., 2011). Filser et al. (1995) atribuíram este fato à alta afinidade de Cu à matéria orgânica.

2.5.3 Cultivos florestais

A implantação de culturas de crescimento rápido como o eucalipto em áreas de Cerrado, segundo Aburjaile et al. (2011), promove alterações significativas sobre a microbiota do solo, contudo de menor efeito quando comparada a cultivos mais agressivos

como o plantio convencional de culturas anuais. O autor aponta que os níveis quantitativos de microrganismos são semelhantes entre as áreas de florestas cultivadas e nativas, contudo sua qualidade, baseada em morfotipos de fungos e bactérias, é bastante reduzida.

A incorporação de espécies arbóreas em sistemas de produção de culturas anuais (agro-silvicultura), segundo Mganga e Kuzyakov (2014), pode abrandar o esgotamento de carbono nos primeiros anos de cultivo bem como sequestra-lo no sistema edáfico. Além disso, do ponto de vista ecológico, a presença do componente lenhoso nos sistemas agrícolas reduz a pressão sobre as florestas naturais (UNRUH et al., 1993). No entanto, cultivos de espécies arbóreas (em especial do gênero *Eucalyptus*), podem apresentar baixas taxas de decomposição, acarretando no acúmulo de material orgânico e por consequência na retenção de nutrientes na interface serapilheira-solo (ADAMS & ATTIWIL, 1986; LOUZADA, 1997; COSTA et al., 2005). Segundo Gama-rodrigues e Barros (2002), a baixa taxa de decomposição é decorrente da eficiente retranslocação de nutrientes por espécies arbóreas, ocasionando a produção de serapilheiras de baixa qualidade nutricional, especialmente em nitrogênio e fósforo. Visto isso, os estudos envolvendo a qualidade deste sistema devem considerar a velocidade de decomposição da serapilheira e os processos de imobilização de elementos (GUO & SIMS, 2002; GAMA-RODRIGUES & BARROS, 2002).

2.5.4 Sistemas de produção baseados em pastagens cultivadas

Sistemas de produção baseados em pastagens são complexos e sujeitos a uma ampla gama de práticas para sua gestão, pois além dos fatores de cultivos comuns aos demais sistemas de produção como a espécie a ser cultivada, a densidade de plantio, fertilização, dentre outros, devem considerar (na maioria dos casos) o aporte de animais sobre a mesma. A intensidade de pastejo, a movimentação dos animais, a deposição de excrementos bem como a época de renovação da pastagem, afeta de forma direta a biota do solo (GUPTA & RYDER, 2003). Por isso, dentro deste agroecossistema, os estudos tanto da microbiota quanto de seus processos biológicos são complexos (WAKELIN et al., 2009).

Alguns autores têm observado que há uma potencialização das interações de culturas leguminosas com rizóbios seguidas de pastagem (HOWIESON et al, 2000; EVANS et al, 2005) e o controle de doenças vegetais veiculadas pelo solo (BALLARD et al, 2006; BARBETTI et al, 2006), quando este tipo de sistema é adotado. Nesse sentido a integração lavoura-pecuária é uma alternativa para produção animal (CHÁVEZ et al., 2011).

Segundo Vezzani e Mielniczuk (2009) a adoção de sistemas baseados em pastejo favorecem as propriedades físico-químicas do solo. Os autores apontam que a inclusão dos animais no sistema com intensidades moderadas de pastejo, reciclam o material vegetal e modificam a dinâmica da ciclagem de nutrientes. Segundo Clegg (2006), o pastejo exerce um papel importante na ecologia microbiana do solo, por meio de uma série de fatores específicos associados à presença dos animais, como a deposição de urina e esterco, e a compactação do solo. Contudo o pastejo intenso pode causar redução na abundância dos macroporos com conseqüente deficiência de oxigênio, o que resulta em menor diversidade bacteriana (WAKELIN et al., 2009). Tisdall e Oades (1982) ressaltam ainda que o corte da parte aérea da pastagem promove aumento na exsudação de compostos orgânicos pelas raízes, induzindo o efeito rizosférico. Ainda a maior presença de raízes nestes sistemas resulta na maior exsudação de compostos orgânicos, que por sua vez servirão como fonte de carbono para a microbiota (INGRAM et al., 2005; CARVALHO et al., 2010).

2.6 A qualidade do solo

A queda na produtividade de culturas perenes e anuais cultivadas por longos períodos de tempo sob a mesma área tornou evidente a necessidade em definir a intensidade dos impactos causados por estes cultivos, levando a criação do conceito “Qualidade do solo”. Este conceito foi e ainda é bastante discutido, principalmente no que tange as características mais importantes que devem ser levantadas para definir a qualidade de um sistema cultivado.

Historicamente o solo fora utilizado como um sistema de eliminação de resíduos (incinerador biológico), destruindo os sedimentos depositados ao longo do tempo. No entanto, na década de 80, tornou-se evidente que os solos estavam recebendo resíduos a uma taxa além de sua capacidade de assimilação. Esta tendência ameaçou as funções edáficas, agora entendidas como vitais, tanto em cunho ecológico quanto pelos grandes produtores, o que instigou os pesquisadores da época a discutirem critérios para definir a qualidade do solo (DORAN E JONES, 1996).

No final do século XX, os pesquisadores Warkentin e Fletcher (1977) publicaram um artigo sobre a evolução das discussões sobre este conceito na agricultura. O conceito mais antigo existente e mais utilizado na época dava ênfase à capacidade do solo em suportar o crescimento das plantas e permitir seu desenvolvimento de forma adequada. Com o passar dos anos, essa visão evoluiu para bases mais ecológicas, reconhecendo a importância do solo

para a biosfera, suas variadas funções e seus múltiplos papéis sobre a macro, meso e microbiota (DORAN & PARKIN, 1996). Outra etapa importante dessa evolução, descrita por Blum e Santelises (1994), foi a aplicação do conceito “valor intrínseco do solo”, este visto agora como um recurso único e insubstituível para o crescimento das culturas agrícolas e vital para as funções de um ecossistema.

A percepção do que constitui um bom solo varia de acordo com as prioridades individuais relativas a função e utilização à qual cada área se destina. Esta consideração levou à seguinte definição: A qualidade do solo é definida como a capacidade deste em funcionar dentro de um ecossistema visando sustentar a produtividade biológica, manter a qualidade ambiental e promover a saúde das plantas e animais (DORAN & PARKIN, 1994; HATFIELD & STEWART, 1994).

2.6.1 Indicadores da qualidade do solo

Mesmo que a qualidade do solo não possa ser medida diretamente, esta pode ser inferida a partir das mudanças nos atributos edáficos ou do ecossistema (SEYBOLD et al., 1997). As variáveis capazes de inferir sobre a qualidade destes ambientes são conhecidas como indicadores. Os indicadores devem fornecer algumas medidas da capacidade do solo funcionar respeitando a vegetação e a produtividade, a qualidade ambiental e a saúde humana e animal (NUCCI, 2008). Eles também devem ser usados para medir mudanças no funcionamento ou limitações do ecossistema (SEYBOLD et al., 1997), serem inteligíveis e úteis para o agricultor e, preferencialmente, de fácil e barata mensuração (DORAN & ZEISS, 2000).

Segundo Islam & Weil (2000) os indicadores de qualidade podem ser divididos em três grandes grupos:

- Efêmeros: alterações que ocorrem em curto espaço de tempo ou aqueles que são modificados pelas práticas de cultivo (disponibilidade nutricional, umidade do solo, densidade, pH, etc.);
- Permanentes: alterações intrínsecas do solo (profundidade, textura, mineralogia, etc.);
- Intermediários: são alterações que demonstram a real capacidade de um solo em desempenhar suas funções e podem inferir sobre a sustentabilidade de um sistema (biomassa microbiana, respiração, carbono orgânico total, etc.).

Os indicadores intermediários têm mostrado grande potencial para diferenciação da qualidade do solo em áreas que receberam regimes de manejo agricultáveis contrastantes (GLOVER et al., 2000). Segundo o departamento de agricultura dos Estados Unidos (USDA) e a fundação para a qualidade do solo e saúde ambiental (FDA), os indicadores ideais devem apresentar as características de boa correlação com processos do ecossistema, integrar propriedades e processos físicos, químicos e biológicos do solo, ter boa acessibilidade, ser sensível ao clima e manejo, estar presente nas bases de dados existentes, ser inconfundível e interpretável.

Como citado, muitos modelos podem ser usados para estimar a qualidade de um solo, uma vez que valorizem as suas funções-chaves. As inferências sobre sua qualidade podem ser baseadas em parâmetros físicos, químicos e/ou biológicos. No quadro 1 encontram-se alguns indicadores e suas relações com a qualidade do solo (ARAÚJO & MONTEIRO, 2007).

Quadro 1. Principais indicadores físicos, químicos e biológicos e suas relações com a qualidade do solo

Indicadores	Relação com a qualidade do solo
Matéria orgânica do solo	Fertilidade, estrutura e estabilidade do solo
Físicos	
Estrutura do solo	Retenção e transporte de água e nutrientes
Infiltração e densidade do solo	Movimento de água e porosidade do solo
Capacidade de retenção de umidade	Armazenamento e disponibilidade de água
Químicos	
Potencial Hidrogeniônico (pH)	Atividade biológica e disponibilidade de nutrientes
Condutividade elétrica	Crescimento vegetal e atividade microbiana
Conteúdo de N, P e K	Disponibilidade de nutrientes para as plantas
Biológicos	
Biomassa Microbiana	Atividade microbiana e reposição de nutrientes
Mineralização de nutrientes (N, P e S)	Produtividade do solo e potencial de suprimento de nutrientes
Respiração do solo	Atividade microbiana
Fixação biológica de N ₂	Potencial de suprimento de N para as plantas
Atividade enzimática do solo	Atividade microbiana e catalítica do solo

2.6.2 Indicadores biológicos

A escolha de indicadores microbiológicos para definir a qualidade do solo tem sido adotada na literatura uma vez que os organismos edáficos apresentam a capacidade de resposta rápida a mudanças no ambiente, principalmente as alterações antrópicas derivadas do manejo de culturas vegetais (CARTER, 1986; SPARLING, 1992; ANGERS et al., 1993; KENNEDY & PAPENDICK, 1995, TÓTOLA & CHAER, 2002; MATSUOKA et al., 2003; COSTA et al., 2005; FRANCHINI et al., 2007, ARAÚJO & MONTEIRO, 2007; CARNEIRO, et al., 2009; ELEFThERIADIS & TURRIÓNA, 2014).

A utilização de todos os indicadores microbiológicos disponíveis em um programa de monitoramento da qualidade de um solo sob cultivo seria inviável devido a gama de atributos atualmente relatados na literatura. Um número mínimo de indicadores deve ser determinado com base no foco e na finalidade de cada estudo (DORAN & ZEISS, 2000).

2.6.2.1 Estudo da densidade microbiológica do solo

A manutenção da produtividade dos ecossistemas agroflorestais está intimamente ligada aos processos de transformação da matéria orgânica do solo. Entre os vários componentes da matéria orgânica do solo (MOS), a biomassa microbiana é acatada como uma indicadora altamente sensível às mudanças provocadas pelo uso do solo (PULROLNIK, 2009) sendo esta considerada como o compartimento central do ciclo do carbono. Constitui a parte viva da matéria orgânica, sendo composta por bactérias, fungos e demais organismos que compõem a microfauna, excluindo raízes e animais maiores que a $5 \times 10^3 \mu\text{m}^3$ (PAUL & CLARK, 1996).

Uma vez que a biomassa microbiana utiliza os materiais orgânicos depositados sobre o solo como fonte de nutrientes e energia, esta é sensível as mudanças na qualidade deste material depositado e por isso sua quantificação é representativa para definir a qualidade de um solo (GAMA-RODRIGUES, 1999; TÓTOLA & CHAER, 2002). Os elementos que compõe o corpo microbiano como o carbono (C-BMS) e o nitrogênio (N-BMS), encontrados em maior abundância, são utilizados para determinar a biomassa microbiana de um solo (DE-POLLI & GUERRA, 1999). A sua quantificação é de grande importância para estudos sobre a melhoria ou perda da qualidade do solo (CARDOSO, 2004), podendo ser realizada por vários métodos como através da estimativa do carbono da biomassa microbiana, do

nitrogênio da biomassa, do carbono orgânico, etc. (ANDRÉA & HOLLWEG, 2004; MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

Enquanto o carbono microbiano indica a quantidade de C de reserva no solo que participa do processo de humificação, o nitrogênio microbiano indica o potencial de N mineralizável que estará disponível às plantas (PICCOLO et al., 2013). Como a imobilização do N pela biomassa microbiana é temporária, a medida que ocorre a morte dos microrganismos, há mineralização e liberação dos nutrientes imobilizados (NICODEMO, 2009). Portanto, quanto maior o conteúdo de N na biomassa microbiana, mais rápida será a sua reciclagem (PEREZ et al., 2005).

O levantamento do carbono total (C-TOTAL) de um solo indica o grau de estocagem deste elemento nas formas lábeis e em componentes estáveis (SIERRA et al., 2007). Este parâmetro também é utilizado para estimar a quantidade potencial de emissão de carbono para a atmosfera pela remoção de florestas nativas (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). Os teores de nitrogênio total (N-TOTAL), nas diferentes profundidades do solo, apresentam o mesmo padrão de distribuição dos teores de C, com os maiores valores observados em camadas mais superficiais do solo, onde há maior acúmulo de MO, sendo, dessa forma, também influenciados pelos sistemas de plantio (RANGEL et al., 2008). A relevância da inclusão do N nos estudos que avaliam a MOS reside no fato de que os compostos orgânicos representam um importante reserpoatório de formas de N, potencialmente disponíveis para as culturas (D'ANDRÉA et al., 2002).

2.6.2.2 Estudo do potencial metabólico do solo

Em estudos visando a qualidade do solo, a avaliação da atividade e do potencial metabólico tem sido utilizada para estimar impactos sobre a atividade das comunidades microbianas edáficas (BOSSIO et al., 2005). Várias formas são propostas na literatura para este estudo como a respiração (GAMA-RODRIGUES, 1999), a capacidade degradativa de substratos (STEFANOWICZ, 2006), a atividade enzimática (YANG et al., 2008) e o quociente metabólico (TÓTOLA & CHAER, 2002).

A respiração do solo, também conhecida como C prontamente mineralizável, pode ser entendida como a soma de todas as funções metabólicas nas quais o dióxido de carbono (CO₂) é produzido (SILVA et al. 2007), sendo um dos métodos mais utilizados para avaliar a atividade metabólica da população microbiana do solo (ZIBILSKÉ, 1994; ALVAREZ et

al., 1995). Como a microbiota edáfica é capaz de oxidar vários tipos de compostos orgânicos para a síntese de novas células (WAGNER & WOLF, 1999), a medição da respiração reflete diretamente a atividade dos microrganismos heterótrofos e informam quanto à bioatividade do solo (PAUL & CLARK, 1996). Contudo a interpretação dos dados de respiração deve ser cautelosa, uma vez que o incremento na atividade respiratória pode ser desencadeado, tanto pela alta produtividade de um ecossistema, quanto por possíveis estresses advindos de distúrbios ambientais (SILVA et al., 2007). A respiração pode ser quantificada de forma basal ou de forma induzida (GAMA-RODRIGUES, 1999). Enquanto a respiração basal quantifica simplesmente o CO₂ evoluído durante a incubação do solo, estimando a atividade heterotrófica sobre os substratos presentes no sistema, à induzida é adicionada uma fonte de carbono prontamente disponível (usualmente sacarose a 0,05%), de forma a quantificar a máxima atividade heterotrófica de um sistema edáfico (PAULA et al., 2006).

O quociente metabólico (qCO₂) é decorrente da razão entre a respiração basal por unidade de carbono presente na biomassa microbiana por tempo, sendo utilizado para estimar a eficiência do uso de substrato pelos microrganismos do solo (ANDERSON & DOMSCH, 1993). Este indicador é utilizado para apontar a estabilidade de um sistema edáfico, no qual quanto mais próximo do equilíbrio estiver um sistema, menor energia será requerida para manutenção das células microbianas neste, ou seja, um baixo qCO₂ indica economia na utilização de energia e reflete um ambiente mais estável ou mais próximo do estado de equilíbrio (TÓTOLA & CHAER, 2002).

Uma vez que a diversidade de funções referentes à decomposição realizada por microrganismos heterotróficos representa um elemento importante da diversidade funcional microbiana, a determinação de sua capacidade degradativa sobre diferentes substratos pode refletir a estabilidade de seus processos (BRACKIN et al., 2013). Esta capacidade pode ser mensurada através da inoculação dos microrganismos edáficos em meios mínimos (BIOLOG®, API®, testes individuais) que permitam o crescimento microbiano somente se estes forem capazes de degradar o substrato a qual estão expostos.

A atividade enzimática do solo pode fornecer informações acerca das alterações nos processos metabólicos, contribuindo para melhor compreensão sobre os efeitos das práticas de manejo e uso empregadas (CARNEIRO et al., 2008). As enzimas são amplamente utilizadas como indicadoras da qualidade do solo por sua sensibilidade, uma vez que estão diretamente relacionadas com as transformações dos nutrientes e da comunidade microbiana (ARAÚJO & MONTEIRO, 2007). As enzimas de maior interesse na ciclagem de nutrientes

são aquelas que catalisam a hidrólise de constituintes da matéria orgânica do solo (FIORETTO et al., 2001).

Assim, o estudo do potencial metabólico do solo, além de auxiliar na avaliação e no estabelecimento de um novo equilíbrio biodinâmico, fornece subsídios para o planejamento do uso do solo para sistemas cultivados (D'ANDRÉA et al., 2002; BARETTA, 2007).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Definição das áreas de estudo

As áreas experimentais estão compreendidas entre 17°55'28.80'' e 17°56'16.52'' de latitude sul e 51°42'33.95'' e 51°43'46.58'' de longitude oeste, situadas na fazenda experimental da Universidade Federal de Goiás, Regional de Jataí, Unidade Jatobá (Rodovia BR 364, Km 192 - Parque Industrial, Jataí - GO). Apresenta altitude média de 662 metros e relevo plano. O experimento em questão foi conduzido na época da safra (outubro). Os dados climáticos regionais foram obtidos na estação meteorológica situada na própria instituição (estação 83464). A pluviosidade média anual para a região é de 1800 mm com distribuição típica. As chuvas se concentram nos meses de outubro a abril, reduzem no mês de maio, cessando quase totalmente entre junho a setembro. As temperaturas médias anuais estão em torno de 26°C. Estas características são demonstradas no gráfico 1.

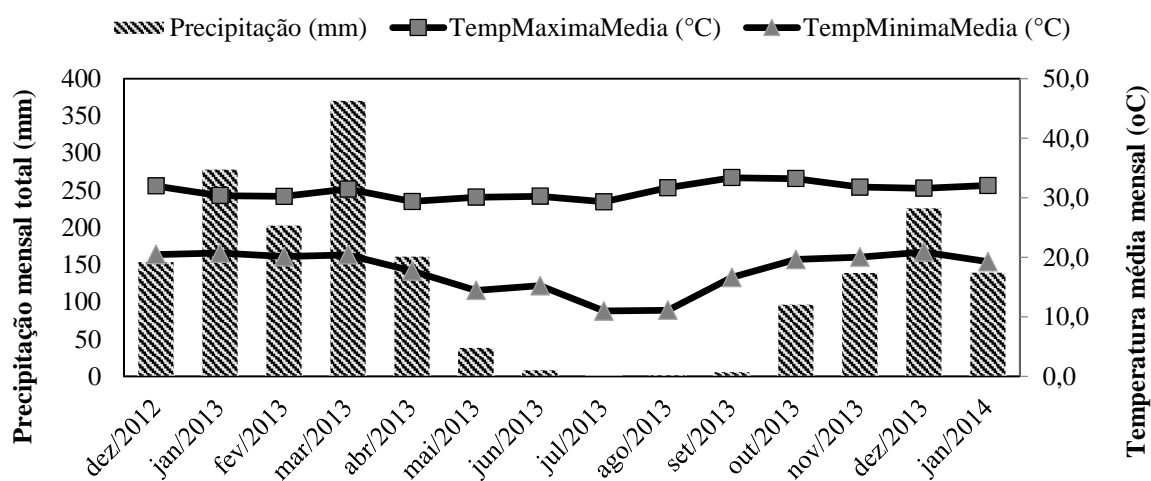


Gráfico 1. Climograma no qual são apresentados os dados de precipitação e temperaturas máximas e mínimas do ano de 2013 referentes ao município de Jataí-GO

Anterior ao processo de transformação em cultivos, as áreas eram inicialmente compostas com Cerrado sentido restrito (*Stricto sensu*). Esta fitofisionomia é caracterizada por árvores baixas e retorcidas, arbustos, subarbustos e ervas. Posto a fitofisionomia comum, distribuição típica de chuvas e temperatura, além do tipo de solo e relevo semelhantes, os sistemas de cultivo/manejo plantio direto (PD), integração lavoura-pecuária (ILP), café

(CA), floresta de eucalipto cultivada (FLO) e pastagem não manejada (PA) foram confrontados ao controle Cerrado nativo (CE). Para comparação destas áreas, adotou-se o delineamento inteiramente casualizado (DIC). A distribuição destas dentro da fazenda experimental pode ser observada na imagem apresentada na figura 1.



Figura 1. Imagem de satélite na qual são apresentadas as posições das unidades experimentais dentro da regional da Universidade Federal de Goiás/Unidade de Jataí (DIGITALGLOBE, 2014)

A caracterização do uso e manejo das áreas em estudo foi realizada ao longo de dez anos através de um histórico, apresentado no quadro 2, formulado a partir de depoimentos e de imagens de satélite (2004 a 2014 ©DigitalGlobe, NASA) acessadas pelo software Google Earth® (Google Inc.).

Quadro 2. Histórico de uso e manejo aplicados sob as áreas de cultivo

Tipo de Cultivo	Símbolo	Histórico de uso e manejo
Pastagem <i>Braquiaria brizanta</i> cv Marandú	PA	A área atualmente é formada com braquiarão (<i>Brachiaria brizantha</i> cv Marandú). A pastagem é tratada de forma extensiva, na qual os tratos culturais são escassos. Em geral a área é ocupada com gado de corte em lotação muito baixa de aproximadamente 0,5 unidade animal (UA)/ha. A pastagem foi implantada no local ao menos a 20 anos. Área total 12,4 ha.
Plantio Direto Sucessão soja (<i>Glycine max</i>)/sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>)	PD	Nesta área a sucessão soja/sorgo tem sido mantida a 18 anos sob sistema de plantio direto. Em 2006 o solo foi corrigido com a aplicação de 3,5 Mg ha ⁻¹ de calcário dolomítico. No ano de 2009 foi realizada a aplicação de 350 kg ha ⁻¹ de NPK (formulação 02-18-18). Em 2010, após a colheita da soja, houve a aplicação de 200 kg ha ⁻¹ de superfosfato simples. Na safra 2010/11 houve a aplicação de 350 kg ha ⁻¹ de NPK (formulação 00-20-20). Na safrinha de 2011 foram aplicados 200 kg ha ⁻¹ de NPK (formulação 0-20-08). A produtividade média para a soja de 50 sacas/ha e 45 sacas/ha para o sorgo. Área total 30 ha.
Cerrado Nativo <i>Stricto senso</i>	CE	Nesta área o Cerrado foi classificado como sentido restrito (<i>stricto senso</i>), sendo composto por árvores baixas e retorcidas, arbustos, subarbustos e ervas. A vegetação nesta área é densa e com serapilheira espessa. As demais áreas, a aproximadamente 50 anos, foram todas originadas a partir desta mesma floresta de cerrado. Área total superior a 60 ha.
Floresta implantada de Eucalipto <i>Eucalyptus grandis</i>	FLO	A floresta cultivada de eucalipto está estabelecida a 6 anos sobre esta área. Esta floresta é formada com a espécie <i>E. grandis</i> e foi plantada adjacente a outras espécies de eucalipto e pinus (<i>Pinus elliottii</i>) para fins experimentais. Área total 2,8 ha.

Café <i>Coffea arabica</i>	CA	<p>O cultivo foi iniciado no ano de 2001 com espaçamento 3x4 m. Para a correção do solo, no primeiro ano de plantio, houve a aplicação de calcário dolomítico, elevando a saturação por bases a 60%. Para incorporação deste adotou-se uma aração e duas gradagens. Anualmente nas entrelinhas foi realizado o manejo das plantas espontâneas com pulverização. A roçadeira era utilizada, usualmente no mês de agosto, para auxiliar no manejo destas plantas. A cultura foi submetida à adubação e irrigação por gotejamento até o ano de 2006. A produtividade média era de 33 sacas/ha. A partir de 2008 até a data atual a cultura não foi mais colhida e por isso não mais manejada, permanecendo sob pousio. Área total 7,2 ha.</p>
Integração lavoura-pecuária <i>Braquiaria brizantha/soja (Glycine max)</i>	ILP	<p>Área mais recente a ser transformada em cultivo, datada do ano de 1982. O primeiro cultivo adotado foi braquiário, com animais criados em piquetes. Devido à falta de manejo houve a degradação da pastagem até o ano de 2009. Neste ano foi aplicado ao solo 2 Mg ha⁻¹ de calcário dolomítico, incorporado até 20 cm, com uma aração e duas gradagens. No ano de 2010, ocorreu o primeiro plantio de soja, dando início ao processo de integração. Para a safra deste ano, realizou-se a aplicação de 350 kg ha⁻¹ de NPK (formulação 02-18-18). Após a colheita, foi realizada a semeadura de <i>Urochloa ruziziensis</i> sem adubação, posteriormente submetida a pastejo. Na safra 2010/11 houve um novo cultivo de soja com a aplicação de 350 kg ha⁻¹ de NPK (formulação 00-20-20). Em 2011, após a colheita da soja, realizou-se uma nova semeadura de <i>Urochloa ruziziensis</i>, com a aplicação de 250 kg ha⁻¹ de uréia, seguido de novo ciclo de pastejo. Durante o período de pastagem, a área é lotada com gado leiteiro e eventualmente por gado de corte, não ultrapassando 2 UA/ha. Toda a produção da gramínea é direcionada a criação dos animais a pasto. A soja, contudo, é comercializada, apresentando produtividade média de 50 sacas/ha. Área total 22 ha.</p>

A caracterização química foi realizada de forma padrão conforme proposto pela EMBRAPA. Os dados são apresentados na tabela 1.

Tabela 1 - Análise química padrão do solo da camada de 0 a 20 cm de profundidade em pastagem de braquiária extensiva (PA), sucessão soja/sorgo em sistema de plantio direto (PD), Cerrado nativo (CE), floresta implantada de eucalipto (FLO), café (CA) e integração lavoura-pecuária (ILP)

CULTIVO	pH	K	P	Ca	Mg	Al	SB	t	T
		--- mg dm ⁻³ ---		----- cmol dm ⁻³ -----			-- cmol dm ⁻³ --		
PA	5,8	70	1,5	2,9	2,0	0,1	5,8	5,8	9,8
PD	5,6	96	15,0	3,3	1,5	0,1	5,0	5,0	9,4
CE	5,2	55	0,9	0,4	0,2	0,5	0,9	1,2	8,7
FLO	5,6	105	6,3	2,8	1,8	0,2	4,9	5,1	10,1
CA	6,0	61	8,1	4,0	1,2	0,0	5,5	5,6	8,8
ILP	5,6	141	2,9	2,9	1,4	0,1	4,7	4,8	9,5

A análise granulométrica foi realizada conforme proposto por Camargo et al. (1986) utilizando o método densimétrico, conforme observado na tabela 2.

Tabela 2 - Análise física do solo da camada de 0 a 20 cm de profundidade em pastagem de braquiária extensiva (PA), sucessão soja/sorgo em sistema de plantio direto (PD), Cerrado nativo (CE), floresta implantada de eucalipto (FLO), café (CA) e integração lavoura-pecuária (ILP)

Cultivo	Classificação do solo	Argila	Silte	Areia
		----- dag/kg -----		
PA	Textura Argilosa	58	29	13
PD	Textura Argilosa	56	23	21
CE	Textura Argilosa	46	06	48
FLO	Textura Argilosa	57	23	20
CA	Textura Argilosa	40	31	29
ILP	Textura Média	23	53	24

O solo foi classificado segundo o Sistema Brasileiro de Classificação de Solos como Latossolo Vermelho Distroférrico, horizonte A moderado, fase relevo plano e basalto como rocha de origem.

3.2 Amostragem

A coleta das amostras nas áreas experimentais foi realizada nos dias 29 e 30 de outubro de 2013 em forma de transecto. O transecto foi constituído longitudinalmente por 10 pontos distando 20 metros entre si. Foram realizadas 3 coletas por ponto para formar uma amostra composta. Para cada ponto de coleta foi aberta uma trincheira e com o auxílio de espátulas as amostras foram retiradas e acondicionadas em sacos plásticos. As espátulas

foram limpas e flambadas entre cada sistema de cultivo. Foram coletadas amostras de 0 a 10 cm para as análises microbiológicas e 0 a 20 cm para a análise de fertilidade. As amostras destinadas as análises microbiológicas foram imediatamente transferidas para caixa térmica com gelo e ao fim da coleta de cada área, estas foram transferidas e armazenadas em câmara fria a $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$. Em cada sub-amostra foram retirados 25 gramas para determinação da umidade.

3.3 Indicadores

3.3.1 Carbono da biomassa microbiana

A metodologia para a quantificação do carbono presente na biomassa microbiana utilizada foi proposta por Vance et al., (1987). O método tem como princípio que o carbono orgânico extraível por K_2SO_4 (0,5 M), considerado como extrator fraco, após a fumigação por 24 horas com clorofórmio (livre de álcool), é proveniente das células microbianas que compõem a biomassa. O procedimento teve início com a pesagem de 7 sub-amostras para cada amostra de solo coletada no campo, de forma a evitar/reduzir a presença de erros de análise. Cada amostra foi correspondente a 25 gramas de solo úmido. Das 7 sub-amostras, 3 foram submetidas ao processo de fumigação, 3 não foram submetidas ao processo e 1 foi utilizada para determinação do peso seco do solo.

As 3 sub-amostras não fumigadas seguiram diretamente, após a pesagem, para a extração. O processo de extração consistiu na adição de 100 ml de K_2SO_4 (0,5 M) em 25 gramas de amostra de solo, em seguida o conjunto foi então agitado por 30 minutos e a suspensão resultante filtrada (papel de filtro Whatman© n° 42). Uma vez extraídas, as sub-amostras foram estocadas em câmara fria por um curto período de tempo.

As outras 3 sub-amostras que foram submetidas a fumigação foram transferidas a um dessecador forrado com papel toalha umedecido. Ao dessecador foram adicionados 25 mililitros de clorofórmio purificado (livre de álcool) em um Becker pequeno com pérolas de vidro (as pérolas de vidro evitam, até certo ponto, que a retirada de pressão atue de forma não homogênea sobre o clorofórmio, o que provocaria seu extravasamento). O dessecador foi tampado (a adição de vaselina em pasta, ao longo da tampa, foi utilizada para auxiliar a vedação) e submetido a vácuo com auxílio de uma bomba (New Pump®, 650) até a verificação de borbulhamento no clorofórmio. A partir deste ponto a bomba manteve pressão

negativa constante por 3 minutos. O bico de vedação da tampa foi então fechado e as sub-amostras incubadas à 27°C por 24 horas, ao abrigo de luz. Após este período retirou-se o papel toalha e o Becker contendo clorofórmio e dois vácuos sucessivos (50 libra-força por polegada quadrada ou Psi) foram promovidos de forma a retirar o excesso do agente fumigante. A extração foi realizada tal qual descrito para as amostras não fumigadas.

O carbono orgânico dos extratos foi determinado pela digestão de 8 ml do extrato filtrado, proveniente tanto da fumigação quanto da não fumigação, com 2 ml de dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) e uma mistura de 2 partes de ácido sulfúrico (H₂SO₄) e uma parte de ácido fosfórico (H₃PO₄) concentrados. A mistura foi levada a chapa aquecedora por 8 minutos. Uma vez resfriadas, adicionou-se 10 ml de água destilada em cada sub-amostra.

O excesso de K₂Cr₂O₇ foi determinado por titulação com sulfato ferroso amoniacal, usando difenilamina como indicador até a mudança da cor azul escuro para a cor verde garrafa. Nas amostras em branco utilizou-se o mesmo procedimento, exceto que o extrato foi somente K₂SO₄, ou seja, não possuía solo, como nas demais amostras, evitando assim interferências dos reagentes. A quantidade de K₂Cr₂O₇ consumida foi calculada pela diferença entre a digestão do branco subtraída daquela restante na digestão do extrato de solo. O cálculo do carbono da biomassa microbiana foi realizado conforme a seguinte equação (VANCE et al., 1987):

$$C - BMS = \frac{F - N_F}{K_{ec}}$$

Na qual:

- C-BMS: Carbono presente na biomassa microbiana (µg de C/g solo seco⁻¹);
- F: Valor da amostra fumigada;
- N_F: Valor da amostra não fumigada;
- K_{ec}: Fator de correção 0,3 proposto por Feigl et al. (1995) para solos tropicais.

3.3.2 Respiração basal do solo

As reações microbiológicas envolvendo o suprimento de energia são baseadas na transferência de elétrons de um doador para um acceptor. No caso da respiração, resultante da oxidação da matéria orgânica por microrganismos aeróbicos, o oxigênio funciona como acceptor final de elétrons, tendo como produto final o dióxido de carbono (CO₂) e água (H₂O). Portanto, a atividade metabólica dos microrganismos podem ser medidas pela produção de

CO₂ ou consumo de oxigênio (O₂).

O método proposto por Buyanovsky et al., (1986) se baseia no princípio de que o CO₂ evoluído durante a incubação do solo, em sistema fechado, capturado em solução de NaOH e titulado com ácido clorídrico (HCl), é representativo da atividade respiratória do solo. Para a aplicação do método 25 g de solo peneirado foram pesados (55% capacidade de campo) em Becker e colocados ao fundo de um recipiente que pudesse ser lacrado. Foram então pipetados 25 ml de NaOH (0,05 M) no recipiente, fechando-o hermeticamente. Para testemunhas (controles), foram usados 3 recipientes com NaOH (0,05 M) sem solo. As amostras foram incubadas por 3 dias a 25°C, ao abrigo de luz.

Para a estimativa do CO₂ evoluído, os recipientes foram abertos e a superfície externa de cada Becker foi lavada com água livre de CO₂, de forma a manter toda a solução de NaOH dentro deste. Adicionou-se, então, imediatamente, 5 ml de cloreto de bário di-hidratado (BaCl₂. 2H₂O, 0,5 M) e duas gotas do indicador fenilalamida. Em seguida foi adicionado HCl (0,05 M) em gotas sob agitação constante com bastão magnético até que o composto se tornasse incolor. O cálculo da taxa de respiração foi realizado conforme a seguinte equação (BUYANOVSKY et al., 1986):

$$\text{Resp (mg/P}_s\text{/t)} = \frac{(V_0 - V) \cdot 1,1}{P_{ss}}$$

Na qual:

- Resp: Atividade respiratória do solo dada pelo sequestro de CO₂ (mg);
- P_s: Quantidade de solo seco (g);
- t: Tempo de incubação (s);
- V₀: Volume de HCl usado para titulação do controle (ml);
- V: Volume do HCl usado para a amostra de solo (ml);
- Fator de conversão: 1 ml NaOH (0,05 M) corresponde a 1,1 mg CO₂;
- P_{ss}: Peso seco de 1 g de solo úmido.

3.3.3 Carbono total do solo

A quantificação do carbono em analisador CHNS Elementar (Vario MICRO Cube©). Para estas análises, as amostras de solo foram secas ao ar, destorroadas, maceradas e passadas em peneira de 2 mm de malha. Em seguida, em folhas de estanho, foram pesados

aproximadamente 2 mg de solo para cada sub-amostra (como este aparelho faz a correção de peso das amostras não foi necessária uma pesagem exata das mesmas). As folhas foram então dobradas de forma a circundar todo o material e em seguida transferidas para a plataforma de recebimento. No aparelho, as amostras foram aquecidas a 1800°C, provocando a volatilização (queima total) dos compostos carbônicos e nitrogenados presentes nos solos. Uma vez na forma gasosa, a separação foi realizada pelo sistema TPD (desorção programada por temperatura) e a detecção dos gases foi realizada pelo sensor TCD (detector de condutividade térmica). Três repetições foram adotadas para cada ponto de coleta no campo. Faz-se importante ressaltar que na mudança entre áreas novos brancos foram realizados.

3.3.4 Quociente metabólico (qCO₂)

O quociente metabólico estima a eficiência da conversão do carbono em biomassa e foi calculado pela razão entre o carbono evoluído na respiração e o carbono contido na biomassa microbiana, conforme calculado pela equação (FUKUSHIMA et al., 2003):

$$qCO_2 = \frac{RBS}{C - BMS \cdot 10^{-3}}$$

Na qual:

- qCO₂: Quociente metabólico em mg C-CO₂ g⁻¹ BMS h⁻¹);
- RBS: Respiração basal do solo em mg C-CO₂ kg⁻¹ solo h⁻¹);
- C-BMS: Carbono da biomassa microbiana em mg C kg⁻¹ solo).

3.3.5 Quociente microbiano (qMIC)

A razão entre C microbiano e carbono orgânico total do solo é conhecida como quociente microbiano (qMIC). O quociente microbiano indica o carbono disponível para crescimento microbiano, de modo que valores mais altos devem estar relacionados a solos de melhor qualidade. O quociente microbiano foi calculado conforme proposto por Kaschuk et al. (2009):

$$qMIC = \frac{C - BMS}{COT}$$

Na qual:

- qMIC: Quociente microbiano;
- C-BMS: Carbono da biomassa microbiana;
- COT: Carbono orgânico total.

3.3.6 Nitrogênio da biomassa microbiana

Os mesmos extratos obtidos na quantificação do C-BMS foram utilizados para a análise de nitrogênio da biomassa microbiana (N-BMS). O método adotado foi proposto por Brookes et al. (1982) e adaptado por Nogueira & Souza (2005). Este baseia-se na decomposição da matéria orgânica através da digestão da amostra a 350°C com ácido sulfúrico concentrado, em presença de sulfato de cobre (catalisador) que acelera a oxidação da MOS. O nitrogênio presente na solução ácida resultante é determinado por destilação por arraste de vapor (Kjeldahl), seguida de titulação com um ácido diluído, em geral ácido sulfúrico.

O procedimento foi iniciado pela transferência de 5 ml do extrato (fumigado e não fumigado) para os respectivos tubos de digestão. Em seguida, adicionou-se 5 ml da solução digestora em cada tubo. As amostras ficaram em repouso por 10 minutos a temperatura ambiente. Após este período, foi adicionado 8 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) de alta pureza. A saída dos tubos foi parcialmente vedada com papel alumínio. Esta etapa do processo foi crucial para evitar o extravasamento e contaminação de amostras. O conjunto foi levado para o bloco digestor (60 amostras) para aquecimento. O controle de temperatura ocorreu de forma gradativa. Inicialmente o ajuste foi de 0 a 60°C por 15 minutos, em seguida a temperatura foi elevada para 100°C durante 30 minutos. As amostras foram então ajustadas a 120°C, permanecendo nesta temperatura durante 2 horas. Passado este prazo, a elevação de temperatura foi sequencial de 50 em 50°C até o limite máximo de 350°C. A obtenção do extrato levemente azulado marcou o ponto de retirada das amostras (indicando que todo o nitrogênio da amostra foi convertido a sulfato de amônio ($(NH_4)_2SO_4$)).

As amostras foram então retiradas do bloco digestor até que atingissem a temperatura ambiente. Em seguida, as amostras foram levadas a destilação. Esta etapa consistiu em saturar o sulfato de amônio produzido na digestão com aproximadamente 2 ml de hidróxido de sódio (NaOH). A amônia que se despreendeu nesta reação foi coletada num frasco contendo ácido bórico (H_3BO_3) com o indicador. Considerou-se terminado o processo

quando toda a amônia se desprende, ou seja, a solução que apresentava coloração rósea adquire a cor azulada à medida se forma o borato de amônio ($\text{NH}_4\text{H}_2\text{BO}_3$). Um limite de 50 ml de volume foi delimitado no coletor para encerrar o processo de destilação. Em seguida procedeu-se a titulação do destilado com uma solução de H_2SO_4 (0,005M) até a mudança da cor verde para rosa. O cálculo do nitrogênio da biomassa microbiana foi realizado conforme a seguinte equação (BROOKES et al., 1982):

$$\text{N} - \text{BMS} = \frac{\text{F} - \text{N}_\text{F}}{\text{K}_\text{N}}$$

Na qual:

- N-BMS: Nitrogênio presente na biomassa microbiana (μg de C/g solo seco-1);
- F: Valor da amostra fumigada;
- N_F : Valor da amostra não fumigada;
- K_N : Fator de recuperação igual a 0,54 (BROOKES et al., 1982).

3.3.7 Nitrogênio total do solo

A quantificação do nitrogênio foi realizada em analisador CHNS Elementar (Vario MICRO Cube©) da mesma forma apresentada para carbono total do solo.

3.3.8 Perfil fisiológico do solo

Assim como o MicroPlate (BIOLOG™) e outros kits com a mesma finalidade, o API®20NE (Biomérieux), utilizado neste experimento, foi originalmente desenvolvido para fins médicos, contudo é atualmente utilizado para testar a capacidade de utilização de fontes de carbono por microrganismos de solo (SMALLA et al., 1998; GARLAND, 1999; STEFANOWICZ, 2006). O kit foi composto por 19 substratos, conforme apresentado nos quadros 3 e 4.

Quadro 3. Fontes presentes no kit API[®]20_{NE}, reações utilizadas para detectar a ocorrência de assimilação e fórmulas químicas

Componentes ativos	Reações de assimilação	Fórmula
Ureia	Atividade da urease	$C_1H_4N_2O$
Ácido malato	Assimilação (Malato)	$C_4H_6O_5$
L-arabinose	Assimilação (Arabinose)	$C_5H_{10}O_5$
L-arginina	Atividade da arginina dihidrolase	$C_6H_{14}N_4O_2$
D-glucose	Fermentação (Glucose)	$C_6H_{12}O_6$
D-glucose	Assimilação (Glucose)	$C_6H_{12}O_6$
D-manose	Assimilação (Manose)	$C_6H_{12}O_6$
D-manitol	Assimilação (Manitol)	$C_6H_{14}O_6$
Potássio gluconato	Assimilação (Potássio gluconato)	$C_6H_{12}O_7$
Ácido adipato	Assimilação (Ácido adípico)	$C_6H_{10}O_4$
Citrato de trisódio	Assimilação (Citrato de trisódio)	$C_6H_5Na_3O_7$
N-acetil-glucosamina	Assimilação (N-acetil-glucosamina)	$C_8H_{15}NO_6$
Ácido fenil-acetato	Assimilação (Ácido fenil-acetato)	$C_8H_8O_2$
Ácido caprato (cáprico)	Assimilação (Ácido decanóico)	$C_{10}H_{20}O_2$
L-triptofano	Formação de indol (Triptofano)	$C_{11}H_{12}N_2O_2$
D-maltose	Assimilação (Maltose)	$C_{12}H_{22}O_{11}$
Esculina com citrato de ferro	Hidrólise da esculina (β -glucosidase)	Composto
Gelatina (origem bovina)	Hidrólise da gelatina (protease)	Composto
Nitrofenil- β -galactopiranosídeo	Atividade da N- β -galactopiranosidase	Composto

Fonte: (ROBERTS & JONES, 2012; KOOTSTRA et al., 2009; HANEY & FRANZLUEBBERS, 2009)

Quadro 4. Relação entre os componentes do Kit API[®]20_{NE} com o tipo de substrato que se constituem

Componentes ativos	Tipo de substrato
Ureia	Componente orgânico como grupo funcional NH ₂ -C=O
Ácido malato	Ácido orgânico pertencente ao grupo dos ácidos carboxílicos
L-arabinose	Monossacarídeo, grupo funcional aldeído (CHO)
L-arginina	Aminoácido utilizado como fonte de C/N por cepas bacterianas
D-glucose	Monossacarídeo simples decomposto em condições anaerobióticas
D-glucose	Monossacarídeo simples decomposto em condições aerobióticas
D-manose	Segunda pentose mais abundante em resíduos vegetais de gramíneas
D-manitol	Relacionado a situações de estresse, grupo funcional álcool
Potássio gluconato	Sal de potássio que conjuga bases de ácido glucônico
Ácido adipato	Ácido orgânico dicarboxílico raramente encontrado na natureza
Citrato de trisódio	Sal de sódio derivado do ácido cítrico
N-acetil-glucosamina	Constituinte importante da parede celular, grupo funcional amida.
Ácido fenil-acetato	Composto aromático, grupos funcionais fenil e ácido carboxílico
Ácido caprato (cáprico)	Ácido graxo saturado encontrado em óleos vegetais
L-triptofano	Aminoácido, grupo funcional indol
D-maltose	Dissacarídeo formado por duas unidades de glicose
Esculina com citrato de ferro	Substrato composto por ágar diferencial seletivo (<i>Enterococcus</i> sp.)
Gelatina (origem bovina)	Substrato composto por proteínas derivadas da hidrólise do colágeno
Nitrofenil- β -galactopiranosídeo	Substrato cromogênico para detecção da atividade da β -galactosidase

Fonte: (ROBERTS & JONES, 2012; KOOTSTRA et al., 2009; HANEY & FRANZLUEBBERS, 2009)

O principal ponto a ser considerado na utilização de Kits como este para análises em solo faz referência a padronização da quantidade de microrganismos em cada área avaliada (PRESTON-MAFHAM et al., 2002), uma vez que elevadas concentrações destes podem resultar em uma resposta mais rápida, mascarando o resultado. Neste estudo a padronização do número de microrganismos para área agrícola foi baseada no teor de carbono da biomassa microbiana. A padronização foi obtida com a diluição seriada em solução de Ringer a ¼ da força (SIGMA-ALRICH, USA) até a opacidade de 0,5 na escala McFarland. Uma vez padronizadas, as amostras foram inoculadas em meio ágar-água 10% e incubadas durante 24 horas a 25°C. Em seguida as amostras foram inoculadas nas galerias do Kit com auxílio micropipetas. No prazo de 12, 24 e 48 horas foram observadas e anotadas as respostas das áreas na presença dos diferentes substratos, conforme a recomendação do fabricante. A identificação da atividade dos microrganismos é estimada através da degradação ou não das fontes, conforme recomendado pelo fabricante.

3.3.9 Perfil enzimático do solo

Os microrganismos são vistos como a principal fonte de enzimas no solo e por isso o estudo de sua atividade reflete diretamente sobre a qualidade das funções e processos no sistema edáfico, seja decorrente das práticas de manejo ou do ambiente (QUILCHANO & MARANÓN, 2002; ARAÚJO & MONTEIRO, 2007; CLAASSESENS et al., 2008; YANG et al., 2008). Para a quantificação da atividade nos sistemas estudados o Kit API[®]20_{ZYM} (Biomérieux), com uma gama de 19 enzimas (Quadro 5), foi adotado.

Este kit segue as mesmas especificações descritas para o Kit API[®] 20_{NE}. Após a inoculação, as galerias foram incubadas durante 4 horas a 37°C, sob lenta agitação e ao abrigo de luz. Após este período foram realizadas as leituras, conforme especificado pelo fabricante.

Quadro 5. Enzimas presentes no Kit API[®]20_{ZYM}, grupo enzimático a qual pertencem, reações utilizadas para detecção da atividade enzimática e tipo de atividade indicadora no solo

Enzima	Grupo Enzimático	Reação Enzimática	Atividade Indicadora
α -galactosidase	Galactohidrolase	Hidrólise de moléculas carbônicas (α -galactosídeos)	Ciclagem do carbono
β -galactosidase	Galactohidrolase	Hidrólise de moléculas carbônicas (β -galactosídeos)	Ciclagem do carbono
α -glucosidase	Glucohidrolase	Hidrólise da celobiose e outros compostos carbônicos	Ciclagem do carbono
β -glucosidase	Glucohidrolase	Hidrólise da celobiose e outros compostos carbônicos	Ciclagem do carbono
β -glucosaminidase	Glicosidase	Hidrólise de cadeias terminais de quitooligossacarídeos	Ciclagem do carbono e nitrogênio
α -manosidase	Manohidrolase	Hidrólise de açúcares aminados	Ciclagem do carbono e nitrogênio
α -fucosidase	Glicosidase	Hidrolise de glicoproteínas	Ciclagem do carbono e nitrogênio
Tripsina	Protease	Hidrólise de aminoácidos	Ciclagem do carbono e nitrogênio
α -quimiotripsina	Protease	Hidrólise de polímeros insolúveis e adsorvidos	Ciclagem do carbono e nitrogênio
Leucina arilamidase	Aminopectidase	Mineralização de nitrogênio	Ciclagem do nitrogênio
Valina arilamidase	Aminopectidase	Mineralização de nitrogênio	Ciclagem do nitrogênio
Cistina arilamidase	Aminopectidase	Mineralização de nitrogênio	Ciclagem do nitrogênio
Urease	Hidrolase/Esterase	Hidrólise da uréia (Transformação)	Ciclagem do nitrogênio
Fosfatase ácida	Fosfatase	Liberação de PO_4^- (pH ácido) (ATP independente)	Ciclagem do fósforo
Fosfatase alcalina	Fosfatase	Liberação de PO_4^- (pH básico) (ATP independente)	Ciclagem do fósforo
Fosfohidrolase	Fosfatase	Hidrólise de grupos fosfáticos (ATP dependente)	Ciclagem do fósforo
Esterase (C4)	Hidrolase	Hidrólise de grupos ésteres e não-ésteres	Detoxificação de xenobióticos
Esterase lipase (C8)	Hidrolase	Hidrólise de grupos ésteres, não-ésteres e triacilgliceróis	Detoxificação de xenobióticos
Lipase (C14)	Hidrolase	Hidrólise de grupos ésteres e de triacilgliceróis	Detoxificação de xenobióticos

Fonte: (ELVAZRT et al., 1990; BARON et al., 1999; DICK et al., 2000; FOJAN et al., 2000; PARHAM & DENG, 2000; MÜLLER & MÜLLER, 2004; ARAÚJO & MONTEIRO, 2007; LIU et al., 2008; SARDANS et al., 2008; TOMASI et al., 2008; MARTÍNEZ-IÑIGO et al., 2009; CHENG et al., 2010; QIN, et al., 2010; ROBERTS & JONES, 2012; VRANOVA et al., 2013)

3.3.10 Atividade da urease

A urease é uma enzima amplamente distribuída na natureza, sendo produzida pelos

microrganismos, plantas e animais. Esta atua na hidrólise da uréia liberando amônia, convertida a amônio, que é então absorvida pelas plantas e microrganismos do solo, e por isso está intimamente ligada a eficiência da adubação nitrogenada, principalmente quando se utiliza ureia como fonte (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

A quantificação da atividade da urease foi baseada na determinação da amônia liberada após a incubação do solo com uma solução de uréia, conforme proposto por Alef & Nannipieri (1995). A quantificação foi iniciada pela pesagem de 5 g de solo. Adicionou-se então 9 ml de tampão (padrão com pH 9) e 1 ml de solução com uréia ($0,2 \text{ mol L}^{-1}$). As amostras foram incubadas por 2 horas em estufa a temperatura de 37°C . Após a incubação foram adicionados 35 ml de sulfato de prata cloreto de potássio ($\text{KCl} - \text{Ag}_2\text{SO}_4$) para interromper a reação. As amostras foram então agitadas por 5 minutos e por mais 5 minutos ficaram em repouso a temperatura ambiente. Após esse período, completou-se o volume para o total de 50 ml com $\text{KCl} - \text{Ag}_2\text{SO}_4$ e agitou-se novamente. Da solução obtida, foram pipetados 20 ml de amostra. As mesmas foram levadas ao microdestilador, onde foram acrescentados 0,2 g de óxido de magnésio em pó (MgO). No microdestilador, o destilado foi recolhido em Erlenmeyer com solução de ácido bórico contendo como indicadores vermelho de metila e verde de bromocresol. A titulação foi realizada com solução padronizada de ácido sulfúrico ($0,005 \text{ mol l}^{-1}$). Um controle foi realizado para cada amostra, nestes a uréia foi adicionada somente após a solução de $\text{KCl} - \text{Ag}_2\text{SO}_4$. O cálculo da atividade da urease foi realizado conforme a seguinte equação (ALEF & NANNIPIERI, 1995):

$$\text{Urease} = A - A_c$$

Na qual:

- Urease: Atividade da enzima no solo em $\text{g NH}_4\text{-N g solo seco}^{-1} \text{ h}^{-1}$;
- A: Valor gasto da solução tituladora na amostra;
- AC: Valor gasto da solução tituladora no branco.

3.4 Análise estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância e quando significativos foram comparados entre si pelo teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade. As comparações de médias foram realizadas pelo pacote estatístico SISVAR (UFLA).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Estimativa da densidade microbiológica do solo

A estimativa da densidade de microrganismos em cada área de cultivo foi baseada nos indicadores microbiológicos carbono da biomassa microbiana (C-BMS), nitrogênio da biomassa microbiana (N-BMS), carbono total (C-TOTAL) e nitrogênio total (N-TOTAL). Através da aplicação do teste F, seguido pela comparação de médias pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade, foi observada diferença significativa para as variáveis analisadas, conforme observado na tabela 3.

Tabela 3 - Teores de carbono na biomassa microbiana (C-BMS), nitrogênio na biomassa microbiana (N-BMS), carbono total do solo (C-TOTAL) e nitrogênio total do solo (N-TOTAL) em diferentes cultivos

CULTIVO	C-BMS	N-BMS	C-TOTAL	N-TOTAL
	$\mu\text{g C g}^{-1}$ solo	$\mu\text{g N g}^{-1}$ solo	g kg^{-1} solo	g kg^{-1} solo
PA	610 a	15,9 a	20,4 c	9,4 a
PD	482 b	5,4 d	28,8 b	9,1 a
CE	454 b	16,2 a	36,5 a	7,5 b
FLO	252 c	8,7 b	23,5 c	7,6 b
CA	248 c	6,7 c	33,1 a	10,2 a
ILP	226 c	6,7 c	35,0 a	9,7 a
CV (%)	14,32	7,92	10,87	14,98

* Siglas: Pastagem (PA); Plantio direto (PD); Cerrado (CE); Floresta de eucalipto (FLO); Café (CA); Integração lavoura-pecuária (ILP) ** Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si, na coluna, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade

Assim nota-se que para o carbono presente na biomassa microbiana, as áreas de pastagem não manejada (sistema extensivo com baixa lotação animal) e plantio direto (sucessão soja/sorgo), foram respectivamente superior e igual a área adotada como controle (floresta de Cerrado nativo). Os valores de C-BMS encontrados para a área sob pastagem podem ser explicados pelo efeito rizosférico, que é exercido com mais intensidade neste sistema (CARVALHO et al., 2010). A pastagem de braquiária está situada a mais de 15 anos no local e apresenta grande grau de desenvolvimento e exploração radicular (específico desta espécie vegetal). O solo, na faixa analisadas (0 a 20 cm), estava totalmente recoberto por raízes. Ao redor dessas forma-se a zona de influência radicular, onde ocorre uma maior

exudação de compostos como aminoácidos, enzimas, proteínas, açúcares, carboidratos complexos, álcoois, vitaminas e hormônios (KLUEPFEL, 1993; CORDEIRO et al., 2012). Estes compostos expelidos pelas raízes são prontamente utilizados pelos microrganismos como substrato, o que resulta no aumento do número de organismos e de sua diversidade nesta zona (DAANE et al., 2001). Este efeito é menos pronunciado nas demais áreas em estudo uma vez que a relação superfície do solo por volume radicular é muito maior. Os valores de C-BMS encontrados para o plantio direto (soja/sorgo) são corroborados por Scopel et al. (2005), Bustamante et al. (2006), Batlle-bayer et al. (2010) e Costa Junior et al. (2013). Segundo estes autores, o cultivo sob platio direto tem a capacidade de recuperar os estoques de carbono de um solo, podendo atingir valores de biomassa superiores ao encontrado em áreas nativas. Esse aumento da biomassa é atribuído à maior agregação do solo, re-estabilização do ciclo do C e de nutrientes lábeis na biomassa, estabilização da temperatura e da umidade do solo e reestruturação das simbioses, conforme observado por Balota (1998), Figueiredo (2007) e Silva et al. (2010). Nas áreas de eucalipto, café e integração (soja/braquiária), a biomassa mostrou-se significativamente inferior ao controle, indicando que estes cultivos afetaram negativamente o número de microrganismos, havendo perda quantitativa destes em relação a área nativa.

Para nitrogênio da biomassa microbiana, somente a área sob pastagem demonstrou dados significativamente semelhantes a aqueles apresentados pelo controle. As demais áreas PD, CA, ILP e FLO apresentaram valores reduzidos de N na biomassa. A adição de fontes nitrogenadas afeta, conforme observado por Graham et al. (2002), de forma negativa, a biomassa de um solo. Também corroborado por Cerny et al. (2003), a adição de nitrogênio resulta na diminuição do N presente na biomassa microbiana. De forma específica, Nogueira et al. (2006) demonstram que áreas sob adubação nitrogenada apresentam menor número de organismos envolvidos no ciclo do N, principalmente aqueles responsáveis pelos processos de nitrificação e amonificação.

Uma vez que o carbono orgânico total do solo é definido pela soma dos carbonos orgânico (COT) e inorgânico (CIT) totais (SRINIVASARAO et al., 2014), a padronização da entrada de C inorgânico no sistemas pôde revelar o comportamento do C orgânico total (COT) em cada área de estudo. Esta padronização é possível pois, segundo Batjes (1996), solos ácidos ou intemperizados não contêm apreciáveis quantidades de carbono inorgânico, uma vez que nestes os carbonatos, foram perdidos.

Segundo Burle et al. (1997), Amado et al. (2000), Bayer et al. (2000), Silva et al. (2004) e Frazão et al. (2010) solos nativos (não cultivados), quando submetidos a sistemas de preparo convencional com lavração e gradagem, apresentam um decréscimo expressivo dos estoques de matéria orgânica, de 50% a 90%, comparativamente. Como demonstrado a perda de COT está diretamente relacionada a intensidade de revolvimento do solo, erosão hídrica e a outros fatores que afetam a atividade microbiana e exposição da matéria orgânica. Contudo, observou-se que alguns dos sistemas de cultivo em estudo conseguiram reduzir ou igualar seus teores de COT com a área nativa. O sistema de PD reduziu a perda de COT para 21%, enquanto as áreas de CA e ILP se igualaram, significativamente ao padrão, com 9% e 4% de perda, respectivamente. Provavelmente nestes três sistemas, à ausência de operações de preparo do solo resultou em menores taxas de decomposição, que por sua vez favoreceram a manutenção e o acúmulo de MOS (BAYER & MIELNICZUK, 1999; RESCK et al., 2000; ROSCOE & BUURMANB, 2003; GREEN et al., 2007), garantindo o fluxo contínuo de substratos e de energia através do solo (ROSCOE, 2005), que conduz a um aumento dos estoques de carbono. Os valores significativamente menores que a testemunha, apresentados pelas áreas sob floresta cultivada e pastagem, podem ser explicados conforme observado por Costa et al. (2005), Gama-rodrigues & Barros (2002) e Silva et al. (2013). Segundo estes, a baixa taxa de decomposição é decorrente da eficiente retranslocação de nutrientes nestas culturas, o que leva a produção de serapilheira de baixa qualidade nutricional, especialmente em nitrogênio e fósforo.

O nitrogênio total (N-TOTAL) foi estatisticamente superior, em comparação a testemunha, para todas as áreas estudadas exceto a de floresta de eucalipto que demonstrou valores iguais ao Cerrado nativo. Conforme observado por Dalal et al., (2011), em sistemas cultivados o estoque de N total é significativamente afetado pelo manejo e fertilização, nos quais o N total aumenta concomitantemente com a aplicação de fertilizantes nitrogenados, principalmente nas camadas superiores do solo. Os valores encontrados para a floresta cultivada podem ser explicados pelo menor fornecimento de fontes nitrogenadas à esta cultura, conforme observado por Carvalho Neto et al. (2012), em comparação com as demais áreas.

4.2 Estimativa do potencial metabólico microbiano

A estimativa do potencial metabólico dos microrganismos edáficos foi realizada a partir dos indicadores biológicos respiração, quociente metabólico, capacidade degradativa e da atividade enzimática do solo. Uma vez quantificados, esses parâmetros foram submetidos a aplicação do teste F, seguido pela comparação de médias por Scott-Knott a 5% de probabilidade. Foi observada diferença significativa para todas estas variáveis testadas, conforme observado na tabela 4.

Tabela 4 – Taxa respiratória microbiana (RESP), quociente metabólico (qCO₂), quociente microbiano (qMIC) e atividade da urease no solo sob nos diferentes cultivos

CULTIVO	RESP	qCO ₂	qMIC	Urease
	µg CO ₂ g ⁻¹ solo h ⁻¹	µg C-CO ₂ g ⁻¹ h ⁻¹	%	mg N-NH ₄ dm ⁻³ h ⁻¹
PA	3,3 b	5,4 b	1,8 a	11,8 b
PD	3,5 b	6,2 b	1,4 b	6,7 c
CE	2,4 c	4,6 b	1,4 b	19,5 a
FLO	1,1 d	4,5 b	1,1 c	11,4 b
CA	1,4 d	6,5 b	1,3 b	5,3 c
ILP	4,7 a	15,0 a	0,8 d	12,2 b
CV (%)	23,59	25,14	21,20	17,68

* Siglas: Pastagem (PA); Plantio direto (PD); Cerrado (CE); Floresta de eucalipto (FLO); Café (CA); Integração lavoura-pecuária (ILP) ** Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si, na coluna, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade

Observa-se que a respiração foi significativamente superior ao controle nas áreas de integração lavoura-pecuária, pastagem e plantio direto, enquanto as cultura café e floresta de eucalipto apresentaram as menores taxas respiratórias, assim como encontrado por Vargas & Scholles (2000) e Martins et al. (2012). Estes autores observaram que a respiração microbiana é elevada em ambientes cultivados e/ou sob algum tipo de estresse. Os valores significativamente superiores a testemunha encontrados na área de PD, podem ser relacionados a elevada biomassa associada a este cultivo, conforme observado por Varela et al. (2014). Para a área de pastagem, os valores seguem conforme o apresentado por Cordeiro et al. (2012), uma vez que foram estimados sob maior efeito rizosférico que as demais áreas. Em contrapartida, o mesmo não ocorre para a área sob integração lavoura-pecuária, uma vez que nesta existe uma baixa biomassa microbiana associada a altas taxas respiratórias. Altos valores de respiração apontam que esta área está sob estresse. Segundo os dados apresentados por Neill et al. (1996) a converção de áreas nativas em sistemas para pastejo eleva as taxas respiratórias tanto pela maior entrada de resíduos animais e vegetais bem como

pela aceleração dos processos de decomposição. Contudo, segundo Lemaire et al. (2014) e Salton et al. (2014) áreas cultivadas por longos períodos sob pastagem tendem a reduzir a decomposição materiais orgânicos estabilizando, assim, as taxas respiratórias.

As áreas avaliadas apresentaram quocientes metabólicos (qCO_2) significativamente iguais aos da área de referência, Cerrado nativo, exeto à sob integração lavoura-pecuária. Este fato demonstra uma menor eficiência da biomassa microbiana, presente na área sob integração, para utilização de carbono e energia (TÓTOLA & CHAER, 2002). O alto valor de qCO_2 associado a baixa concentração de microrganismos nesta área, reflete uma situação de estresse no solo. Este dado difere do encontrado por Salvo et al., 2010 e Salton et al., 2014 que apontam este sistema como grande incorporador de carbono ao sistema edáfico.

O quociente microbiano ($qMIC$) refletiu a diferença significativa superior para a área de pastagem, igualitário das áreas sob plantio direto e café e inferior para as áreas sob floresta de eucalipto e integração com a área controle. A maior diferença encontrada entre a área sob integração e a sob cerrado, tanto para qCO_2 quanto para $qMIC$, demonstra a vulnerabilidade deste solo à perturbação em termos de resiliência, uma vez que, em solos resilientes, os distúrbios antrópicos causam pouco efeito sobre estes fatores, assim como observado por Kaschuk et al., 2009.

Através da quantificação da atividade da urease observa-se que todas as áreas cultivadas apresentaram valores significativamente inferiores a aqueles demonstrados para a áreas sob cerrado nativo. Uma vez que a atividade desta enzima pode fornecer indicações sobre alterações na ciclagem do nitrogênio, os resultados encontrados evidenciam os efeitos negativos promovidos pelo manejo inadequado do solo nas áreas antropizadas assim como evidenciado por Roscoe et al. (2000) e Assis et al. (2005).

Para o teste de capacidade degradativa da microbiota presente em cada área de estudo partiu-se do princípio proposto por Hattori et al., (1997), Ogram (2000) e Kent & Triplett (2002), de que quanto mais substratos carbônicos (simples e complexos) o solo for capaz de degradar maior será a diversidade da microbiota que o constitui. Aos dados foram aplicados os testes F e Scott-Knott ao nível de 5%, conforme apresentado no gráfico 1.

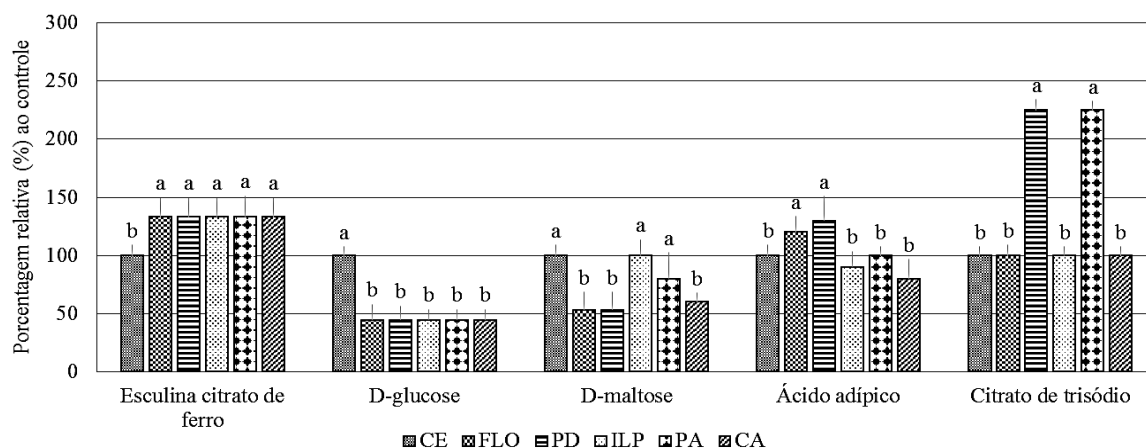


Gráfico 1 - Capacidade de utilização de substratos esculina citrato de ferro, D-glucose, D-maltose, Ácido adipato e citrato de trisódio pela microfauna do solo sob diferentes cultivos

* Siglas: Pastagem (PA); Plantio direto (PD); Cerrado (CE); Floresta de eucalipto (FLO); Café (CA); Integração lavoura-pecuária (ILP) ** Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si, na coluna, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade

Observou-se que a área sobre plantio direto apresenta uma capacidade de utilização de substratos diferente da sob Cerrado para todas as fontes estatisticamente significativas. Os substratos esculina citrato de ferro e D-glucose permitiram uma diferenciação clara entre as áreas cultivadas daquela usada como controle. Pela utilização do solo para cultivo observa-se um aumento significativo da capacidade assimilativa de esculina, contudo, há uma perda significativa na capacidade em utilizar glicose (D-glucose) como substrato. Mganga & Kuzyakov (2014) concluem que os microrganismos de Cerrado são mais eficientes na utilização de substratos orgânicos, como a glicose, o que favorece o acúmulo de carbono estável no solo. Segundo os autores a ciclagem do carbono marcado (^{14}C) em moléculas de glicose, demonstram que estas são rapidamente transformados desta fonte há moléculas de CO_2 e liberadas para a atmosfera. Ainda segundo os autores a glicose é menos prontamente utilizada pela população microbiana que outros compostos carbônicos, o que corrobora os dados deste trabalho. Ainda observou-se que as áreas sob ILP e CA apresentaram igualdade significativa na capacidade degradativa para os substratos maltose, ácido adipico e citrato de trisódio, indicando atividade semelhante destas com aquela encontrada para o controle.

Uma vez que a combinação de diferentes organismos é necessária para assegurar a degradação de substâncias complexas (PRIMAVESI, 2002), áreas que apresentaram maior atividade enzimática exprimem uma microbiota mais diversa e ativa, conforme observado no gráfico 2.

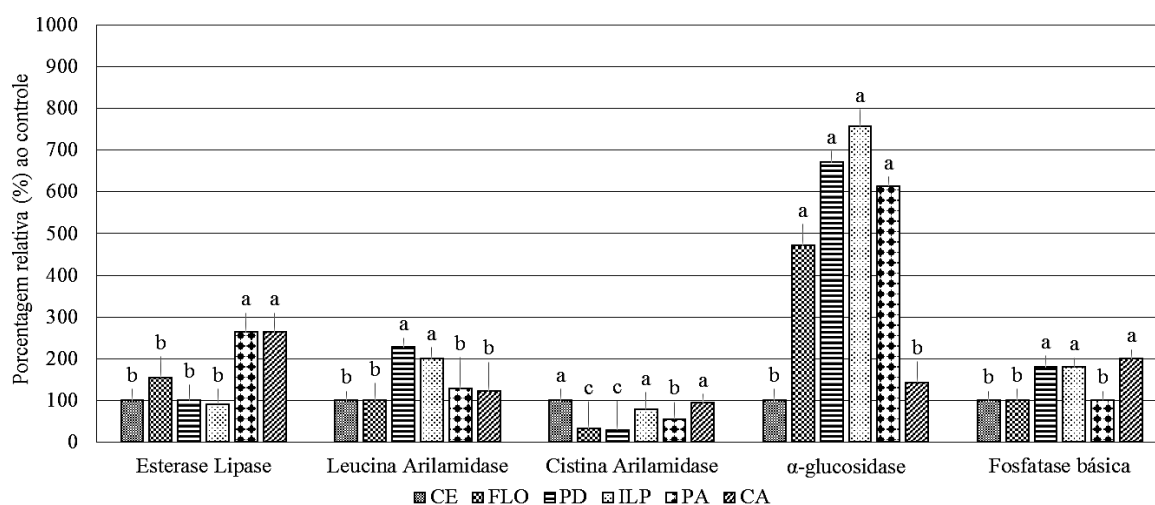


Gráfico 2 – Atividade relativa das enzimas esterase lipase, leucina arilamidase, cistina arilamidase, α -glucosidase e fosfatase básica atuantes no solo sob diferentes cultivos

* Siglas: Pastagem (PA); Plantio direto (PD); Cerrado (CE); Floresta de eucalipto (FLO); Café (CA); Integração lavoura-pecuária (ILP) ** Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si, na coluna, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade

A atividade da enzima glucosidase demonstra igualdade significativa do controle somente com a área sob café, apresentando o mesmo comportamento para as enzimas cistina e leucina arilamidase. A área sob integração apresentou igualdade com o controle para as enzimas esterase lipase, cistina arilamidase e fosfatase básica enquanto para a área sob floresta as enzimas semelhantes ao controle foram esterase lipase, leucina arilamidase e fosfatase básica. As áreas sob PD e PA apresentaram significância somente para as enzimas esterase lipase e leucina arilamidase, respectivamente.

5 CONCLUSÕES

A transformação de áreas sob cerrado nativo para qualquer forma de cultivo altera tanto a concentração quanto o potencial metabólico das bactérias e fungos edáficos.

A associação dos indicadores quantitativos e de potencial metabólico são importantes para definir o comportamento das comunidades microbianas entre áreas nativas de cerrado e cultivadas. Os parâmetros qualitativos demonstraram que as áreas cultivadas podem reestabelecer, ao menos em parte, o ciclo do carbono, contudo, os microrganismos que participam dos processos envolvendo o ciclo do nitrogênio são extremamente reduzidos. O potencial metabólico demonstrou que a atividade microbiana, em cultivos anuais e sob pastagem, é elevada, contudo, a área sob integração apresentou baixa capacidade de incorporação do carbono respirado em sua biomassa. Ainda a capacidade assimilativa e enzimática de áreas sob cultivo demonstra uma menor resiliência destes sistemas em comparação com a área nativa a estresses.

A associação dos indicadores utilizados de forma a definir a qualidade do solo demonstrou que a área sob plantio direto eleva a concentração de microrganismos específicos que são requeridos aos seus processos, aumentando a susceptibilidade deste sistema a alterações climáticas, edáficas e de manejo. Aquela cultivada com pastagem mostrou-se intermediária aos parâmetros testados, contudo este resultado só foi observado graças ao efeito rizosférico obtido ao longo de vários anos de cultivo. As áreas sob menor manejo café e floresta de eucalipto foram capazes de restituir a estrutura da comunidade microbiana, contudo apresentaram concentrações extremamente baixas dos organismos responsáveis por seus processos. A área sob integração mostrou-se, do ponto de vista microbiológico, como sendo de baixa qualidade, uma vez que demanda muita energia para manter uma baixa biomassa microbiana.

REFERÊNCIAS

ABURJAILE, S. B.; SILVA, M. P.; BATISTA, El. A. F. S.; BARBOSA, L. P. J. L.; BARBOSA, F. H. F. Pesquisa e caracterização da diversidade microbiológica do solo, na região de São José do Buriti – MG, em decorrência da substituição de cobertura florestal nativa (cerrado) por plantações de eucalipto. **Ciência Equatorial**, número 2, (2011).

ADAMS, M. A.; ATTIWILL, P. M. Nutrient cycling and nitrogen mineralization in eucalypt forests south-eastern Australia. **Plant and Soil**, v.92, p.319-339, (1986).

ALCAMO, I. E. **Fundamentals of Microbiology**. 5th ed. Menlo Park, California: Benjamin Cumming, (1997).

ALEF, K., NANNIPIERI, P. Methods in applied soil microbiology and biochemistry. **Academic Press**, 576p, (1995).

ALVARENGA, R. C.; GONTIJO NETO, M. M.; RAMALHO, J. H.; GARCIA, J. C.; VIANA, M. C. M.; CASTRO, A. A. D. Sistema de integração lavoura-pecuária: o modelo implantado na Embrapa Milho e Sorgo. **Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo**, 5 p. (Embrapa Milho e Sorgo, Comunicado técnico, 93), (2007).

ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; DE MORAES, G.; LEONARDO, J.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, 22(6), 711-728, (2013).

ALVAREZ, R.; DIAZ, R.A.; BARBERO, N.; SANTANATOGLIA, O.J.; BLOTTA, L. Soil organic carbon, microbial biomass and CO₂-C production from three tillage systems. **Soil and Tillage Research**, v. 33, p. 17-28, (1995).

AMADO, T. J. C.; BAYER, C.; ELTZ, F. L. F.; BRUM, A. C. R. Potencial de plantas de cobertura em plantio direto em acumular carbono orgânico e nitrogênio total num Argissolo franco-arenoso. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, (2000).

ANDERSON, J.P.; DOMSCH, K.H. The metabolic quotient for q_{CO_2} as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions, such as pH, on the microbial biomass of forest soils. **Soil Biology and Biochemistry**, v.25, p.393-395, (1993).

ANDRÉA, M. M.; HOLLWEG, M. J. Comparação de métodos para determinação de biomassa microbiana em dois solos. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, 28:981-986, (2004).

ANGERS, D. A.; BISSONNETTE, N.; LEGERE, A.; SAMSON, N. Microbial and biochemical changes induced by rotation and tillage in soil under barley production. **Canadian Journal of Soil Science**, Ontario, v. 73, p. 39-50, (1993).

ANTONIOLLI, Z. I.; SANTOS, L. C.; LUPATINI, M.; LEAL, L. T.; SCHIRMER, G. K.; REDIN, M. Efeito do cobre na população de bactérias e fungos do solo, na associação micorrízica e no cultivo de mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, *Pinus elliottii* Engelm e *Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 20, n. 3, p. 419-428 jul.-set., (2010).

ARAÚJO, A.S.F.; MONTEIRO, R.T.R. Indicadores biológicos. **Bioscience Journal**, 23:66-75, (2007).

ARAÚJO, R.; GOEDERT, W. J.; LACERDA, M. P. C. Qualidade de um solo sob diferentes usos e sob cerrado nativo. 2007. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, 31, 1099-1108, (2007).

ASSIS, P.C.R.; CARNEIRO, M. A. C.; PEREIRA, H. S. Atividade da urease e fosfatase ácida em solos de cerrado sob diferentes sistemas de manejo. In: CONGRESSO DE PESQUISA, ENSINO E EXTENSÃO DA UFG - CONPEEX 2, Goiânia. Anais eletrônicos do XIII Seminário de Iniciação Científica [CD-ROM], Goiânia: UFG, (2005).

BAGO, B.; PFEFFER, P. E.; ABUBAKER, J.; JUN, J.; ALLEN, J.W.; BROUILLETTE, J.; DOUDS, D.D.; LAMMERS, P.J.; SHACHAR-HILL, Y.; Carbon export from arbuscular mycorrhizal roots involves the translocation of carbohydrate as well as lipid. *Plant Physiol.* 131, 1496–1507, (2003).

BALLARD, R. A.; HUTTON, R. E.; TAYLOR, S. P.; MCKAY, A. C.; HOWIE, J. H. Field resistance of annual pasture legumes to the root lesion nematode, *Pratylenchus neglectus*. **Plant Pathol.**, 35, 303–308, (2006).

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

BALOTA, E. L.; FILHO, A.C.; ANDRADE, D.S; DICK, R.P. **Long-term tillage and crop rotation effects on microbial biomass and C and N mineralization in a Brazilian Oxisol**, *Soil Tillage Res.*, 77, 137-145, (2004).

BARBETTI, M. J.; RILEY, I. T.; YOU, M. P.; LI, H.; SIVASITHAMPARAM, K. He association of necrotrophic fungal pathogens and plant parasitic nematodes with the loss of productivity of annual medic-based pastures in Australia and options for their management. **Plant Pathol.**, 35, 691–706, (2006).

BARCELLOS, A. O., Sistemas extensivos e semi-intensivos de produção: pecuária bovina de corte nos cerrados. In: Pereira, R.C., Nasser, L.C.B. (Eds.), Simpósio sobre Cerrado (August 1996, Brasília). **Anais Planaltina, EMBRAPA-CPAC**, pp.130–136, (1996).

BARETTA, C. R. D. M. Diversidade microbiana em solos sob florestas de *Araucaria angustifolia*. **Editora Esalq**, Piracicaba, p. 185, (2007).

BARON, M. H.; REVAULT, M.; SERVAGENT-NOINVILLE, S.; ABADIE, J.; QUIQUAMPOIX, H. Chymotrypsin Adsorption on Montmorillonite: Enzymatic Activity and Kinetic FTIR Structural Analysis. **Journal of Colloid and Interface Science**, 214, 319–332, (1999).

BATJES, N. H.; Total carbon and nitrogen in the soils of the world. **European Journal of Soil Science**, 47, 151–163, (1996).

BATLLE-BAYER, L.; BATJES, N. H.; BINDRABAN, P. S. Changes in organic carbon stocks upon land use conversion in the Brazilian Cerrado: a review. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 137, 47–58, (2010).

BAYER, C.; MIELNICZUK, J. Dinâmica e função da matéria orgânica em ecossistemas tropicais e subtropicais. **Gênese**, Porto alegre, pp. 1–26, (1999).

BAYER, C.; MARTIN-NETO, L.; MIELNICZUK, J.; CERETTA, C. A. Effect of no-till cropping systems on soil organic matter in a sandy clay loam Acrisol from Southern Brazil monitored by electron spin resonance and nuclear magnetic resonance. **Soil & Tillage Research**, 53, 95±104, (2000).

BERNOUX, M.; CERRI, C. C.; CERRI, C. E. P.; NETO, M. S.; METAY, A.; PERRIN, A. S.; SCOPEL, E.; RAZAFFIMBELO, T., BLAVET, D.; PICCOLO, M. D. C.; PAVEI, M.; MILNE, E. Cropping systems, carbon sequestration and erosion in Brazil, a review. **Agron. Sust. Dev.** 26, 1–8, (2006).

BLAGODATSKAYA, E. V; BLAGODATSKY, S. A; ANDERSON, T. H; KUZYAKOV, Y. Contrasting effects of glucose, living roots and maize straw on microbial growth kinetics and substrate availability in soil. **Eur. J. Soil. Sci.**, 60 (2), 186-197, (2009).

BLUM, W. E. H.; SANTELISES, A. A. A concept of sustainability and resilience based on soil functions: the role of ISSS in promoting sustainable land use. In: Greenland, D.J. and Szabolcs, I. (eds.) Soil Resilience and Sustainable Land Use. **CAB International**, Wallingford, UK, pp. 535-542, (1994).

BONANOMI, G.; CAPODILUPO, M.; INCERTI, G.; GAGLIONE, S. A.; SCALA, F. Fungal diversity increases soil fungistasis and resistance to microbial invasion by a non resident species. *Biological Control*, 72, 38–45, (2014).

BOSSIO, D.A.; GIRVAN, M.S.; VERCHOT, L.; BULLIMORE, J.; BORELLI, T.; ALBRECHT, A.; SCOW, K.M.; BALL, A.S.; PRETTY, J.N.; OSBORN, A.M. Soil Microbial Community Response to Land Use Change in na Agricultural Landscape of Western Kenya. **Microbial Ecology**, DOI: 10.1007/s00248-003-0209-6 d Volume 49, 50–62, (2005).

BOTTINELLI, N.; JOUQUET, P.; CAPOWIEZ, Y.; PODWOJEWSKI, P.; GRIMALDI, M.; PENG, X. Why is the influence of soil macrofauna on soil structure only considered by soil ecologists? **Soil & Tillage Research**, article in press, (2014).

BRACKIN, R.; ROBINSON, N.; LAKSHMANAN, O.; SCHMIDT, S. Microbial function in adjacent subtropical forest and agricultural soil. **Soil Biology and Biochemistry**, (2013).

BROSSARD, M.; BARCELLOS, A. O. Conversão do cerrado em pastagens cultivadas e funcionamento de latossolos. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, Brasília, v. 22, n. 1, p. 153-168, (2005).

BROOKES, P. C.; POWLSON, D. S.; JENKINSON, D. S. Measurement of microbial biomass phosphorus in soil. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v.14 p. 319-329, (1982).

BÜNEMANN, E.K.; SCHWENKE, G.D.; VAN ZWIETEN, L. Impact of agricultural inputs on soil organisms – a review. **Australian Journal of Soil Research**, 44, 379–406, (2006).

BURLE, M. L.; MIELNICZUK, J.; FOCCHI, S. Effect of cropping systems on soil chemical characteristics, with emphasis on soil acidification. **Plant Soil**, 190:309-316, (1997).

BUSTAMANTE, M. M. C.; CORBEELS, M.; SCOPEL, E.; ROSCOE, R. Soil carbon storage and sequestration potential in the Cerrado region of Brazil. **The Harworth Press**, Binghamton, NY, USA, pp. 285–304, (2006).

BUYANOVSKY, G. A.; WAGNER, G. H.; GANTZER, C. J. Soil respiration in a winter wheat ecosystem. **Soil Sci. Soc. Am. J.**, 50: 338-344, (1986).

CALEGARI, A. Rotação de culturas e uso de plantas de cobertura. **Agroecologia Hoje**, n.14, p.14-17, (2002).

CALEGARI, A.; HARGROVE, W. L.; RHEINHEIMER, D. D.; RALISCH, R.; TESSIER, D.; TOURDONNET, S. HOBBS, P. R.; SAYRE, K.; GUPTA, R. The role of conservation agriculture in sustainable agriculture. **Philos. T. Roy. Soc.**, 363, 543–555, (2007).

CALONNE, M.; FONTAINE, J.; TISSERANT, B.; DUPRÉ DE BOULOIS, H.; GRANDMOUGIN-FERJANI, A.; DECLERCK, S.; LOUNÈS-HADJ SAHRAOUI, A. Polyaromatic hydrocarbons impair phosphorus transport by the arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis*. **Chemosphere**, 104, 97–104, (2014).

CAMARGO, O.A.; MONIZ, A.C.; JORGE, J.A.; VALADARES, J.M.A.S. Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do Instituto Agronômico de Campinas. **Boletim Técnico**, 106. Campinas: Instituto Agronômico, 94 p., (1986).

CARDOSO, M. O. Métodos para quantificação da biomassa microbiana do solo. **Agropecuária Técnica**, v. 25, n.1, ISSN 0100-7467 - Areia, PB, (2004).

CARNEIRO, M. C.; ASSIS, P. C. R.; MELO, L. B. C.; PEREIRA, H. S.; PAULINO, H. B.; SILVEIRA NETO, A. N. Atributos bioquímicos em dois solos de cerrado sob diferentes sistemas de manejo e uso. **Pesq. Agropec. Trop.**, 38:276-283, (2008).

CARNEIRO, M. A. C.; SOUZA, E. D.; REIS, E. F; PEREIRA, H. S.; AZEVEDO, W. R. Atributos físicos, químicos e biológicos de solo de cerrado sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 33(1), 147-157, (2009).

CARTER, M. R. Microbial biomass as index for tillage-induced change in soil biological properties. **Soil and tillage research**, Amsterdam, v. 7, p. 29-40, (1986).

CARVALHO, J. L. N.; RAUCCI, G. S.; CERRI, C. E. P.; BERNOUX, M.; FEIGL, B. J.; WRUCK, F. J.; CERRI, C. C. Impact of pasture, agriculture and crop-livestock systems on soil C stocks in Brazil. **Soil and Tillage Research**, Volume 110, Issue 1, Pages 175-186, (2010).

CARVALHO NETO, J. P.; SILVA, E. B.; SANTANA, R. C.; GRAZZIOTTI, P. H.; FERNANDES, J. S. C.; FREITAS, J. P. X.; SOUZA, C. V. partição de biomassa seca e nutriente em minicepas de eucalipto influenciada pela adubação NPK. **Ciência Florestal**, 22(3), (2012).

CARVALHO, S. I. C.; VILELA, L.; SPAIN, J. M. et al. Recuperação de pastagens degradadas na região dos cerrados. **Pasturas Tropicales**, v.12, cap.2, p.24-8, (1990).

CERNY, J.; BALK, J.; PAVLKOV, D.; ZITKOV, M.; SÝKORA, K. The influence of organic and mineral nitrogen fertilizers on microbial biomass nitrogen and extractable organic nitrogen in longterm experiments with maize. **Plant, Soil and Environment**, v.49, p.560-564, (2003).

CHÁVEZ, L. F.; ESCOBAR, L. F.; ANGHINONI, I.; CARVALHO, P. C. F.; MEURER, E. J. Diversidade metabólica e atividade microbiana no solo em sistema de integração lavoura-pecuária sob intensidades de pastejo. **Pesq. Agropec. Bras.**, Brasília, v.46, n.10, p.1254-1261, (2011).

CHENG, Z.; MCCONKEY, B. J.; GLICK, B. R. Proteomic studies of plant-bacterial interactions. **Soil Biology & Biochemistry**, 42, 1673-1684, (2010).

CHENU, C.; STOTZKY, G. Interactions between Microorganisms and Soil Particles: An Overview. In *Interactions between Soil Particles and Microorganisms*. **Ed John Wiley & Sons**, (2002).

CLAASSENS, S.; JANSEN VAN RENSBURG, P.J.; MABOETA, M.S.; VAN RENSBURG, L. Soil microbial community function and structure in a post-mining chronosequence. **Water, Air, and Soil Pollution**, 194:315-329, (2008).

CLEGG, C. Impact of cattle grazing and inorganic fertilizer additions to managed grasslands on the microbial community composition of soils. **Appl. Soil Ecol.**, 31:73-82, (2006).

CORDEIRO, M. A. S.; CORA, J. E.; NAHAS, E. Atributos bioquímicos e químicos do solo rizosférico e não rizosférico de culturas em rotação no sistema de semeadura direta. **Revista brasileira de ciências do solo**. Viçosa, v. 36, n. 6, Dec. (2012).

COSTA JUNIOR, C.; CORBEELS, M.; BERNOUX, M.; PÍCCOLO, M. C.; SIQUEIRA NETO, M.; FEIGL, B. J.; CERRI, C. E. P.; CERRI, C. C.; SCOPEL, E.; LALF, R. Assessing soil carbon storage rates under no-tillage: Comparing the synchronic and diachronic approaches. **Soil & Tillage Research**, 134, 207-212, (2013).

COSTA, G. S.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; CUNHA, G. M. Decomposição e liberação de nutrientes da serapilheira foliar em povoamentos de *Eucalyptus grandis* no norte fluminense. **Rev. Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 4, Aug., (2005).

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 Estado de Goiás. **R. Bras. Ci. Solo**, 26:913-923, (2002).

DALAL, R. C.; ALLEN, D. E.; WANG, W. J.; REEVES, S.; GIBSON, I. Organic carbon and total nitrogen stocks in a Vertisol following 40 years of no-tillage, crop residue retention and nitrogen fertilisation. **Soil & Tillage Research**, 112, 133–139, (2011).

DAANE, L. L.; HARJONO I.; ZYLSTRA G. J.; HÄGGBLÖM M. M. Isolation and characterization of polycyclic aromatic hydrocarbon-degrading bacteria associated with the rhizosphere of salt marsh plants. **Appl Environ Microbiol**, 67, 2683–2691, (2001).

DEACON, J. **Fungal Biology**. Cambridge, MA: Blackwell Publishers, (2005).

DE-POLLI, H.; GUERRA, J; G; M. C, N E P na biomassa microbiana do solo. In. SANTOS, G. A.; CAMARGO, F. A. O. (Org.). **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. Porto Alegre: Genesis, P. 389-411, (1999).

DICK W.A.; CHENG, L.; WANG, P. Soil acid and alkaline phosphatase activity as pH adjustment indicators. **Soil Biology & Biochemistry**, 32,1915–1919, (2000).

DORAN, J. W.; PARKIN, T. B. Defining and assessing soil quality. In: DORAN, J. W. et al. **Defining soil quality for a sustainable environment**. Madison: Soil Science Society of America, p. 3-21, (1994).

DORAN, J. W.; PARKIN, T. B. Quantitative indicators of soil quality: a minimum data set. In J.W. Doran and A.J. Jones, eds. **Methods for Assessing Soil Quality**. SSSA, Inc., Madison, Wisconsin, USA, (1996).

DORAN, J. W.; ZEISS, M. R. Soil Health and sustainability; managing the biotic component of soil quality. **Applied Soil Ecology**, v.15, p.3-11, (2000).

DORODNIKOV, M.; BLAGODATSKAYA, E.; BLAGODATSKY, S.; MARHAN, S.; ANGMEIER, A.; KUZYAKOV, Y. Stimulation of microbial extracellular enzyme activities by elevated CO depends on soil aggregate size. **Global Chang. Biol.**, 15, 1603-1614, (2009).

DORR DE QUADROS, P.; ZHALNINA, K.; DAVIS-RICHARDSON, A.; FAGEN, J.R.; DREW, J.; BAYER, C.; CAMARGO, F.A.; TRIPLETT, E.W. The Effect of Tillage System and Crop Rotation on Soil Microbial Diversity and Composition in a Subtropical Acrisol. **Diversity**, 4, 375-395, (2012).

DOSSA, D.; SILVA, H. D.; BELLOTE, A. F. J.; RODIGHERI, H. R. Produção e rentabilidade do *eucaliptos* em empresas florestais. **Comunicado técnico**, Colombo, PR, (2002).

EITEN, G. The cerrado vegetation of Brazil. **The Botanical Review**, 38, 2.ed: 201-341, (1972).

ELEFTHERIADIS, A.; TURRIÓNA, M. Soil microbiological properties affected by land use, management, and time since deforestations and crop establishment. **European Journal of Soil Biology**, 62, 138-144, (2014).

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília, 412 p., (1999).

EVANS, P. M.; HOWIESON, J. G.; NUTT, B. J. Increased yield and persistence of several annual medic species and *Medicago sativa* by inoculation with selected strains of *Sinorhizobium meliloti* and *S. medicae*. **Aust. J. Exp. Agric.**, 45, 217–224, (2005).

FAN, J.; HE, Z.; MA, L. Q.; STOFFELLA, P. J. Accumulation and availability of copper in citrus grove soils as affected by fungicide application. **J. Soil. Sediment**, 11 (4), 639-648, (2011).

FENG, Y.; MOTTA, A. C.; REEVES, D. W.; BURMESTER, C. H.; VAN SANTEN, E.; OSBORNE, J. A. Soil microbial communities under conventional-till and no-till continuous cotton systems. **Soil. Biol. Biochem**, 35, 1693–1703, (2003).

FERREIRA, E. A. B.; RESCK, D. V. S.; GOMES, A. C.; RAMOS, M. L. G. Dinâmica do carbono da biomassa microbiana em cinco épocas do ano em diferentes sistemas de manejo do solo no cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. 2007;31(6):1625-1635, (2007).

FIERER, N.; LAUBER, C.L.; RAMIREZ, K.S.; ZANEVELD, J.; BRADFORD, M.A.; KNIGHT, R. Comparative metagenomic, phylogenetic, and physiological analyses of soil microbial communities across nitrogen gradients. **ISME Journal**, 61, 1007–1017, (2012).

FIERER, N.; STRICKLAND, M.S.; LIPTZIN, D.; BRADFORD, M.A.; CLEVELAND, C.C. Global patterns in belowground communities. **Ecol. Let**, 12, 1–2, (2009).

FIGUEIREDO, C. C.; RESCK, D. V. S.; GOMES, A. C.; FERREIRA, E. A. B.; RAMOS, M. L. G. Carbono e nitrogênio da biomassa microbiana em resposta a diferentes sistemas de manejo em um Latossolo vermelho no cerrado. **Revista brasileira de ciências do solo**, 31:551-562, (2007).

FILSER, J.; FROMM, H.; NAGEL, R.F.; WINTER, K. Effects of previous intensive agricultural management on microorganisms and the biodiversity of soil fauna. **Plant Soil**, 170, 123-129, (1995).

FIORETTO, A.; PAPA, S.; SORRENTINO, G.; FUGGI, A. **Decomposition of *Cistus incanus* leaf litter in a Mediterranean maquis ecosystem**: mass loss, microbial enzyme activities and nutrient changes. *Soil Biology and Biochemistry*, Exeter, v. 33, n. 3, p. 311-321, (2001).

FOJAN, P.; JONSON, P. H.; PETERSEN, Maria T.N.; PETERSEN, S. B. What distinguishes an esterase from a lipase: A novel structural approach. **Biochimie**, 82, 1033-1041, (2000).

FRANCHINI, J. C.; CRISPINO, C. C.; SOUZA, R. A.; TORRES, E.; HUNGRIA, M. Microbiological parameters as indicators of soil quality under various soil management and crop rotation systems in southern Brazil. **Soil & Tillage Research**, 92, 18–29, (2007).

FRAZÃO, L. A.; PICCOLO, M. C.; FEIGL, B. J. CERRI, C. C. Inorganic nitrogen, microbial biomass and microbial activity of a sandy Brazilian Cerrado soil under different land uses. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 135, 161–167, (2010).

FUKUSHIMA, T; MATSUSHIGE, K.; TAKAMURA, N.; FUKUSHIMA, M. Metabolic quotient measured by free-water method in six enclosures with different silver carp densities. **Hydrobiologia**, National Institute for Environmental Studies, (2003).

GAMA-RODRIGUES, A. C.; BARROS, N. F. Ciclagem de nutrientes em floresta natural e em plantios de eucalipto e de dandá no sudeste da Bahia, Brasil. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p.193-207, (2002).

GAMA-RODRIGUES, E. F. Biomassa microbiana e ciclagem de nutrientes. In: SANTOS, G. A.; CAMARGO, F. A. O. (Ed.). Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais. Porto Alegre: **Gênesis**, p.227-243, (1999).

GARLAND, J. L. Potential and limitations of BIOLOG for microbial community analysis. **Microbial Biosystems: New Frontiers Proceedings of the 8th International Symposium on Microbial Ecology**, Bell CR, Brylinsky M, Johnson-Green P (ed) Atlantic Canada Society for Microbial Ecology, Halifax, Canada, (1999).

GLOVER, J. D.; REGANOLD, J. P.; ANDREWS, P. K. Systematic method for rating soil quality of conventional, organic and integrated apple orchards in Washington state. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v.80, p.29-45, (2000).

GRAHAM, M. H.; HAYNES, R. J.; MEYER, J. H. Soil organic matter content and quality: effects of fertilizer applications, burning and trash retention on a long-term sugarcane experiment in South Africa. **Soil Biology and Biochemistry**, v.34, p.93-102, (2002).

GREEN, V. S.; STOTT, D. E.; CRUZ, J. C.; CURI, N. Tillage impacts on soil biological activity and aggregation in a brazilian cerrado oxisol. **Soil Tillage Reserch**, 92, 114–121, (2007).

GUO, L. B.; SIMS, R. E. H. Litter decomposition and nutrient release via litter decomposition in the New Zealand eucalypt short rotation forests. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v.75, p.133-140, (1999).

GUO, L.B.; SIMS, R. E. H. Eucalypt litter decomposition and nutrient release under a short rotation forest regime and effluent irrigation treatments in New Zealand: II. Internal effects. **Soil Biology and Biochemistry**, v.34, p.913-922, (2002).

GUPTA, V. V. S. R.; RYDER, M. H. **Soil Biology in Pasture Systems** – Knowledge and Opportunity Audit. Meat and Livestock Australia Ltd., Sydney, Australia, (2003).

HAIDER, K.; SCHÄFFER, A. Soil Biochemistry. Science Publishers, Enfield. Reed, S.C., Cleveland, C.C., Townsend, A.R., 2011. **Functional ecology of free-living nitrogen fixation: a contemporary perspective**. Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics, 42, 489- 512, (2009).

HANEY, R. L.; FRANZLUEBBERS, A. J. Soil CO₂ evolution: Response from arginine additions. Applied Soil Ecology, 42, 324–327, (2009).

HATFIELD, J. L.; STEWART, B. A.; **Soil Biology: effects on soil quality**. Boca Raton: CRC Press, p. 91-120, (1994).

HATTORI, T.; MITSUI, H.; HAGA, H.; WAKAO, N.; SHIKANO, S.; GORLACH, K.; KASAHARA, Y.; EL-BELTAGY, A.; HATTORI, R. **Advances in soil microbial ecology and biodiversity**. Antonie Van Leeuwenhoek, Wageningen, v. 71, p. 21–28, (1997).

HE, J.; ZHENG, Y.; CHEN, C.; HE, Y.; ZHANG, L. Microbial composition and diversity of an upland red soil under long-term fertilization treatments as revealed by culture-dependent and culture-independent approaches. Journal of Soils and Sediments, 09, (2008).

HERNÁNDEZ- HERNÁNDEZ, R. M.; LOPEZ- HERNÁNDEZ, D. Microbial biomass, mineral nitrogen and carbon content in savanna soil aggregates under conventional and no-tillage. **Soil Biol. Biochem.**, 34, 1563-1570, (2002).

HOWIESON, J. G.; O'HARA, G. W.; CARR, S. J. Changing roles for legumes in Mediterranean agriculture: developments from an Australian perspective. **Field Crop Res.**, 65, 107–122, (2000).

INGRAM, L. J. et al. Microbial respiration and organic carbon indicate nutrient cycling recovery in reclaimed soils. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 69, p. 1737-1745, (2005).

ISLAM, K. R.; WEIL, R. R. Soil quality indicator properties in mid-atlantic soils as influenced by conservation management. **Journal of soil and water conservation**, v.55, p.69-78, (2000).

JANTALIA, C. P.; RESCK, D. V. S.; ALVES, B. J. R.; ZOTARELLI, L. URQUIAGA, S.; BODDEYA, R. M. Tillage effect on C stocks of a clayey Oxisol under a soybean-based crop rotation in the Brazilian Cerrado region. **Soil & Tillage Research**, 95, 97–109, (2007).

JOHNSON, D.L. A universal definition of soil. **Quaternary International**, 51–52, 6–7, (1998).

KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems: lessons learned about soil quality and indications for improving sustainability. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 42, n. 1, p. 1-13, (2009).

KENNEDY, A. C.; PAPENDICK, R. I. List several soil quality indicators that can be included in a minimum data set to characterize soil quality: SOM, aggregation, Db, depth to hardpan, EC, fertility, respiration, pH, yield, infiltration, **AWC**, (1995).

KENT, A. D.; TRIPLETT, E. W. Microbial communities and their interactions in soil and rhizosphere ecosystems. **Annual Review of Microbiology**, Palo Alto, v. 56, p. 211–236, (2002).

KETTERING, J.; RUIDISCH, M.; GAVIRIA, C.; OK, YS; KUZUYAKOV, Y. Fate of fertilizer N in intensive ridge cultivation with plastic mulching under a monsoon climate. **Nutr. Cycl. Agroecosyst.**, 95, 57-72, (2013).

KEUTER, A.; VELDKAMP, E.; CORRE, M. D. Asymbiotic biological nitrogen fixation in a temperate grassland as affected by management practices. **Soil Biology & Biochemistry**, 70, 38-46, (2014).

KLUEPFEL, D. A. The behavior and tracking of bacteria in the rhizosphere. **Ann. Rev. Phytopathol.**, 31:441-472, (1993).

KUZUYAKOV, Y.; XU, X. Competition between roots and microorganisms for N: mechanisms and ecological relevance. **New. Phytol.**, 198, 656-669, (2013).

LEMAIRE, G.; FRANZLUEBBERS, A.; CARVALHO, P. C. F.; DEDIEU, B. Integrated crop–livestock systems: Strategies to achieve synergy between agricultural production and environmental quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 190, 4–8, (2014).

LIU, Y.; YANG, H.; LI, X. Effects of biological soil crusts on soil enzyme activities in revegetated areas of the Tengger Desert, China. **Applied Soil Ecology**, 80, 6–14, (2014).

LOUZADA, J. N. C. Litter decomposition in semideciduous forest and *Eucalyptus spp.* crop in Brazil: a comparison. **Forest Ecology and Management**, v.94, p.31-36, (1997).

LU, M.; YANG, Y.; LUO, Y.; FANG, C.; ZHOU, X.; CHEN, J.; YANG, X.; LI, B. Responses of ecosystem nitrogen cycle to nitrogen addition: a meta-analysis. **New. Phytol.**, 189, 1040–1050, (2011).

MALTAS, A.; CORBEELS, M.; SCOPEL, E.; OLIVER, R.; DOUZET, J. M.; DA SILVA, F.; WERY, J. Long-term effects of continuous direct seeding mulch-based cropping systems on soil nitrogen supply in the Cerrado region of Brazil. **Plant Soil**, 298, 161–173, (2007).

MARCHESAN, E.; SANTOS, F. M.; CAMARGO, E. R.; MARTIN, T. N.; AVILA, L. A.; BREZONI, E. O. Desempenho do arroz irrigado em resposta à utilização de cianobactérias fixadoras de nitrogênio – DOI. **Acta Sci. Agron.** Maringá, v. 29, n. 1, p. 63-68, (2007).

MARTINS, G. S. L.; ABREU, V. P.; CAMPOS, A. N. R. Respiração basal e induzida por compostos orgânicos de carbono em solos de diferentes agroecossistemas da Zona da Mata de Minas Gerais. **Revista Vértices**, Campos dos Goytacazes/ RJ, v.14, n. Especial 2, p. 189-201, (2012).

MARTÍNEZ-IÑIGO, M.J.; PÉREZ-SANZ, A.; ORTIZ, I.; ALONSO, J.; ALARCÓN, R.; GARCÍA, P.; LOBO, M.C. Bulk soil and rhizosphere bacterial community PCR–DGGE profiles and b-galactosidase activity as indicators of biological quality in soils contaminated by heavy metals and cultivated with *Silene vulgaris* (Moench) Garcke. **Chemosphere**, 75, 1376–1381, (2009).

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

MERRINGTON, G.; ROGERS, S.L.; VAN ZWIETEN, L. The potential impact of long-term copper fungicide usage on soil microbial biomass activity in an avocado orchard. **Aust. J. Soil. Res.** 40, 37-41, (2002).

MGANGA, K.Z.; KUZYAKOV, Y. Glucose decomposition and its incorporation into soil microbial biomass depending on land use in Mt. Kilimanjaro ecosystems. **European Journal of Soil Biology**, 62, 74-82, (2014).

MENDES, I. C.; REIS JÚNIOR, F. B. Uso de parâmetros microbiológicos como indicadores para avaliar a qualidade do solo e a sustentabilidade dos agroecossistemas. **Embrapa Cerrados documento 112**, Planaltina, 34p, (2004).

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.ed. atual e ampl. Lavras: UFLA, 729 p., (2006).

MÜLLER, T.; MÜLLER, M.; BEHRENDT, U. Leucine arylamidase activity in the phyllosphere and the litter layer of a Scots pine forest. **Microbiology Ecology**, 47, 153– 159, (2004).

NEILL, C.; FRY, B.; MELOLLO, J. M., STEUDLER, P. A.; MORAES, J. F. L.; CERRI, C. C. Forest and pasture derived carbon contributions to carbon stocks and microbial respiration of tropical pasture soils. **Oecologia**, 107, 113-119, (1996).

NEWTON, W. E. Physiology, biochemistry, and molecular biology of nitrogen fixation. In: Bothe, H., Ferguson, S.J., Newton, W.E. (Eds.). **Biology of the Nitrogen Cycle**. Elsevier, Amsterdam, pp. 109-129, (2007).

NICODEMO, M. L. F. Uso de biomassa microbiana para avaliação de qualidade do solo em sistemas silvipastoris. **Documento 93 EMBRAPA Pecuária Sudeste**, São Carlos, SP, ISSN 1980-6841, Dezembro, (2009).

NOGUEIRA, A. R. A.; SOUZA, G. B. **Manual de laboratórios: solo, água, nutrição vegetal, nutrição animal e alimentos**. São Carlos: EMBRAPA, 334 p, (2005).

NOGUEIRA, M. A.; ALBINO, U. B.; BRANDÃO JUNIOR, O.; BRAUN, G.; CRUZ, M. F.; DIAS, B. A.; DUARTE, R. T. D.; GIOPPO, N. M. R.; MENNA, P.; ORLANDI, J. M.; RAIMAM, M. P.; RAMPAZO, L. G. L.; SANTOS, M. A.; SILVA, M. E. Z.; VIEIRA, F. P.; TOREZAN, J. F. P.; HUNGRIA, M.; ANDRADE, G. Promising indicators for

assessment of agroecosystems alteration among natural, reforested and agricultural land use in southern Brazil. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. 115, 237–247, (2006).

NUCCI, J. C. **Qualidade ambiental e adensamento urbano: um estudo de ecologia e planejamento da paisagem aplicado ao distrito de Santa Cecília (MSP)**. João Carlos. 2.ed. Curitiba: O Autor, 150 p., (2008).

NYAMBO, B. T.; MASABA, D. M.; HAKIZA, G. J. Integrated pest management of coffee for small-scale farmers in East Africa: needs and limitations. **Integ. Pest Mgt. Rev.**, 1 (3), 125-132, (1996).

OGRAM, A. Soil molecular microbial ecology at age 20: methodological challenges for the future. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 32, p. 1499-1504, (2000).

PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R. Biological Indicators of Soil Health, pp. 1-451, **CAB International**, New York, (1997).

PARHAM, J. A.; DENG, S. P. Detection, quantification and characterization of bglucosaminidase activity in soil. **Soil Biology & Biochemistry**, 32, 1183-1190, (2000).

PAUL, E. A.; CLARK, F. E. Soil microbiology and biochemistry. **Academic Press**. 2.ed. London, p.109-127, (1996).

PAULA, A. M.; SOARES, C. R. F. S.; SIQUEIRA, J. O. Biomassa, atividade microbiana e fungos micorrízicos em solo de "landfarming" de resíduos petroquímicos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, 10(2), 448-455, (2006).

PEREIRA, F. A. R.; VELINI, E. D. Sistemas de cultivo no cerrado e dinâmica de populações de plantas daninhas. **Planta Daninha**, Viçosa, v.21, n.3, p.355-363, (2003).

PEREZ, K. S. S.; RAMOS, M. L. G.; MCMANUS, C. Nitrogênio da biomassa microbiana em solo cultivado com soja, sob diferentes sistemas de manejo, nos Cerrados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 2, p. 137-144, (2005).

PFEFFER, P. E.; DOUDS, D. D.; BÜCKING, H.; SCHWARTZ, D. P.; SHACHAR-HILL, Y. The fungus does not transfer carbon to or between roots in an arbuscular mycorrhizal symbiosis. **New Phytol**, 163, 617–627, (2004).

PFENNING, L. H.; ABREU, L. M. Fungos do solo como saprófitos e patógenos de plantas. In: MOREIRA, F. M. S.; HUISING, E. J.; BIGNELL, D. D. E. **Manual de biologia dos solos tropicais: Amostragem e caracterização da biodiversidade**. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 386 p. il., (2010).

PICCOLO, M. C.; FEIGL, B. J.; CERRI, C. C. **Avaliação da biomassa microbiana do solo – revisão**. Disponível em: <http://sbcs.solos.ufv.br/solos/artigos/971_06/971_06.doc>. Acesso em: 09 nov. 2013.

PRESTON-MAFHAM, J.; BODDY, L.; RANDERSON P. F. Analysis of microbial community functional diversity using sole-carbon-source utilisation profiles – a critique. **FEMS Microbiology Ecology**, 42, 1-14, (2002).

PRIMAVESI, A. **Manejo ecológico do solo: a agricultura em regiões tropicais**. São Paulo: Nobel, 549 p, (2002).

PULROLNIK, K. Transformações do Carbono no Solo. **Embrapa Cerrados, documento 264**, Planaltina, DF, (2009).

QIN, S.; HU, C.; DONG, W. Nitrification results in underestimation of soil urease activity as determined by ammonium production rate. **Pedobiologia**, 53, 401–404, (2010).

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

RAMANN, E. **Bodenkunde**. Berlin, Germany: Verlag Julius Springer, 1911.

RANGEL, O. J. P.; SILVA, C. A.; GUIMARÃES, P. T.; MELO, L. C. A.; OLIVEIRA JUNIOR, A. C. Carbono orgânico e nitrogênio total do solo e suas relações com os espaçamentos de plantio de cafeeiro. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, 32:2051-2059, (2008).

REED, S.C.; CLEVELAND, C.C.; TOWNSEND, A.R. Functional ecology of free-living nitrogen fixation: a contemporary perspective. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.42, P.489–512, (2011).

RIBEIRO, J.F., et al. 1981. Chave preliminar de identificação dos tipos fisionômicos da vegetação do Cerrado. pp. 124-133 In: **Anais do XXXII Congresso Nacional de Botânica**. Sociedade Botânica do Brasil, Teresina-PI, (1981).

RICHARDSON, A. E.; HOCKING, P. J.; SIMPSON, R. J.; GEORGE, T. S. Plant mechanisms to optimise access to soil phosphorus. **Crop Pasture Sci.** 60, 124–143, (2009).

ROBERTS, P.; JONES, m D. L. Microbial and plant uptake of free amino sugars in grassland soils. **Soil Biology & Biochemistry**, 49, 139-149, (2012).

ROJAS, C.; CALVO, E. Forest Biomass, Carbon Stocks, and Macrofungal Dynamics: A Case Study in Costa Rica. **International Journal of Forestry Research**, Volume 2, p. 6, (2014).

ROSCOE, R. Dinâmica da matéria orgânica em solos de cerrado. *IN: Congresso brasileiro de ciência do solo*, 30. Recife SBCS. CD-ROM, Brasil, (2005).

ROSCOE, R.; BUURMANB, P. Tillage effects on soil organic matter in density fractions of a Cerrado Oxisol. **Soil & Tillage Research**, 70, 107–119, (2003).

ROSCOE, R.; VASCONCELLOS, C. A.; NETO, A. E. F.; GUEDES, G. A. A.; FERNANDES, L. A. Urease activity and its relation to soil organic matter, microbial

biomass nitrogen and urea–nitrogen assimilation by maize in a Brazilian Oxisol under no-tillage and tillage systems. **Biol. Fertil. Soils**, 32, 52–59, (2000).

SALTON, J. C.; MERCANTE, F. M.; JOSILEI, M. T.; ZANATT, A.; CONCENC, G.; SILVA, W. M.; RETORE, M. Integrated crop-livestock system in tropical Brazil: Toward a sustainable production system. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 190, 70–79, (2014).

SALVO, L.; HERNÁNDEZ, J.; ERNST, O. Distribution of soil organic carbon indifferent size fractions, under pasture and crop rotations with conventional tillage and no-till systems. **Soil and Tillage Research**, 109, 116–122, (2010).

SANTINI, J. M. A New Chemolithoautotrophic Arsenite-Oxidizing Bacterium Isolated from a Gold Mine: Phylogenetic, Physiological, and Preliminary Biochemical Studies. **Applied and Environmental Microbiology**, Nova Orleans, v. 66, p. 92-97, jan. (2000).

SARDANS, J.; PEÑUELAS, J.; OGAYA, R. Experimental drought reduced acid and alkaline phosphatase activity and increased organic extractable P in soil in a *Quercus ilex* Mediterranean forest. **European journal of soil biology**, 44, 509–520, (2008).

SCOPEL, E.; FINDELING, A.; CHAVES GUERRA, E.; CORBEELS, M. Impact of direct sowing mulch-based cropping systems on soil carbon, soil erosion and maize yield. **Agronomy for Sustainable Development**, 25, 425–432, (2005).

SEYBOLD, C. A., MAUSBACH, M. J.; KARLEN, D. L.; ROGERS, H. H. Quantification of soil quality. In: LAL, R.; KIMBLE, J.M.; FOLLET, R.F.; STEWART, B.A. (eds.). Soil processes and the carbon cycle. **CRC Press LLC**, Florida, p.387-404, (1997).

SIERRA, C. A.; DEL VALLE, J. I.; ORREGO, S. A.; MORENO, F. H.; HARMON, M. E.; ZAPATA, M.; COLORADO, G. J.; HERRERA, M. A.; LARA, W.; RESTREPO, D. E.; BERROUET, L. M.; LOAIZA, L. M.; BENJUME, J. F. Total carbon stocks in a tropical forest landscape of the Porce region, Colombia. **Forest Ecology and Management**, 243, 299–309, (2007).

SILVA, A. B.; JUNIOR, L.; ANDRADE, M.; JUNIOR, D.; BATISTA, J. C.; BARRETO, M. V.; PEREIRA, V. R. Estoque de serapilheira e fertilidade do solo em pastagem degradada de *Brachiaria decumbens* após implantação de leguminosas arbustivas e arbóreas forrageiras. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 37(2), 502-511, (2013).

SILVA, E. E.; AZEVEDO, P. H. S.; DE-POLLI, H. Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo (qCO₂). **Comunicado técnico**, EMBRAPA Seropédica, (2007).

SILVA, J. E.; RESCK, D. V. S.; CORAZZA, E. J.; VIVALDI, L. Carbon storage in clayey Oxisol cultivated pastures in the “Cerrado” region, Brazil. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, 103, 357–363, (2004).

SILVA, R. R.; SILVA, M. L. N.; CARDOSO, E. L.; MOREIRA, F. M. S.; CURI, N.; ALOVISI, A. M. T. Biomassa e atividade microbiana em solo sob diferentes sistemas de

manejo na região fisiográfica campos das vertentes – MG. **Revista brasileira de ciências do solo**, 34:1585-1592, (2010).

SMALLA, K.; WACHTENDORF, U.; HEUER, H.; LIU, W.; FORNEY, L. Analysis of BIOLOG GN Substrate Utilization Patterns by Microbial Communities. **Appl Environ Microbiol.** Apr, 64(4): 1220–1225, (1998).

SMITH, S. E.; JAKOBSEN, I.; GRONLUND, M.; SMITH, F. A. Roles of arbuscular mycorrhizas in plant phosphorus nutrition: interactions between pathways of phosphorus uptake in arbuscular mycorrhizal roots have important implications for understanding and manipulating plant phosphorus acquisition. **Plant Physiol.** 156, 1050–1057, (2011).

SPARLING, P. G. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indicator of changes in soil organic matter. **Australian Journal of Soil Research, Collingwood**, v. 30, p. 95-207, (1992).

SOUTO, P. C. Comunidade microbiana e mesofauna edáficas em solo sob caatinga no semi-árido da Paraíba. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, Viçosa, v. 32, n. 1, Feb., (2008).

SRINIVASARAO, C. H.; LAL, R.; KUNDU, S.; BABU, M. B. B. P.; VENKATESWARLU, B.; SINGH, A. K. Soil carbon sequestration in rainfed production systems in the semiarid tropics of India. **Science of the Total Environment**, 487, 587–603, (2014).

STEFANOWICZ, A. The biologi plates technique as a tool in ecological studies of microbial communities. **Polish Journal of Environmental Study**, Vol. 15, No. 5, 669-676, (2006).

TISDALL, J. M.; OADES, J. M. Organic matter and water-stable aggregates in soil. **Journal of Soil Science**, v.33, n.1, p.141-163, (1982).

TORSVIK, V., SALTE, K.; SORHEIM, R.; GOKSOYR, JU. Comparison of phenotypic diversity and DNA heterogeneity in a population of soil bacteria. **Appl. Environ. Microbiol.**, 56:776-781, (1990).

TÓTOLA, M. R.; CHAER, G. M. Microrganismos e processos microbiológicos como indicadores da qualidade do solo. In: ALVAREZ, V. V. H.; et al. **Tópicos em ciência do solo**. Viçosa, MG. Editora: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p. 195-276, (2002).

UNRUH, J. D.; HOUGHTON, R. A.; LEFEBVRE, P. A. Carbon storage in agroforestry: an estimate for sub-Saharan Africa, **Clim. Res**, 3, 39-52, (1993).

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

VARELA, M. F.; SCIANCA, C. M.; TABOADA, M. A.; RUBIO, G. Cover crop effects on soybean residue decomposition and P release in no-tillage systems of Argentina. **Soil & Tillage Research**, 143, 59–66, (2014).

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D. Biomassa microbiana e produção de C-CO₂ e N mineral

de um podzólico vermelho-escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 24, p. 35-42, (2000).

VEZZANI, F. M.; MIELNICZUK, J. Uma visão sobre qualidade do solo. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, Viçosa, v. 33, n. 4, Aug., (2009).

VON LÜTZOW, M.; LEIFELD, J.; KAINZ, M.; KÖGEL-KNABNER, I.; MUNCH, J.C. Indications for soil organic matter quality in soils under different management. **Geoderma**, 105, 243–258, (2002).

VRANOVA, V.; Rejsek, K.; FORMANEK, P. Proteolytic activity in soil. **A review Applied Soil Ecology**, 70, 23– 32, (2013).

WAGNER, G. H., WOLF, D. C. Carbon transformations and soil organic matter formation. In: SYLVIA, D. M. et al. (Eds.) Principles and applications of soil microbiology. **Prentice Hall**, Inc., p. 218-258, (1999).

WAKELIN, S. A.; GREGG, A. L.; SIMPSON, R. J.; LI, G. D.; RILEY, I. T.; MCKAY, A. C. Pasture management clearly affects soil microbial community structure and N-cycling bacteria. **Pedobiologia**, 52, 237-251, (2009).

WANG, Y.; TU, C.; CHENG, L.; LI, C.; GENTRY, L.F.; HOYT, G.D.; ZHANG, X.; HU, S. Long-term impact of farming practices on soil organic carbon and nitrogen pools and microbial biomass and activity. **Soil. Till. Res**, 117, 8–16, (2011).

WARKENTIN, B.P. and H.F. Fletcher. Soil quality for intensive agriculture. Proc. Int. Sem. on Soil Environ. and Fert. Manage. In: Intensive Agric. Soc. Sci. Soil and Manure, **National Institute of Agricultural Science**, Tokyo, (1977).

YANG, Q.; LI, C.; LI, H.; LI, Y.; YU, N. Degradation of synthetic reactive azo dyes and treatment of textile wastewater by a fungi consortium reactor. **Biochemical Engineering Journal**, v. 43, n. 3, p. 225-230, (2008).

ZIBILSKE, L.M. Carbon mineralization. In: WEAVER, R.W.; SCOTT, A.; BOTTOMLEY, P.J. (Eds.). **Methods of soil analysis: microbiological and biochemical properties**. Madison: Soil Science Society of America, p. 836-864, (1994).

ZINN, Y. L.; RESCK, D. V. S.; SILVA, J. E. Soil organic carbono as affected by afforestation with *Eucalyptus* and *Pinus* in the Cerrado region of Brasil. **Forest Ecology and Management**, 166, 285-294, (2002).