

Universidade Federal de Uberlândia
Instituto de Ciências Agrárias
Programa de Pós-graduação em Qualidade Ambiental

Cíntia Prates Moreira

INDICADORES MICROBIANOS E BIOQUÍMICOS DO SOLO EM SÍTIOS DE VEREDA,
MATA SECA SEMIDECÍDUA E CERRADO *SENSU STRICTO*

Dissertação de Mestrado

Uberlândia - MG
2017

CÍNTIA PRATES MOREIRA

INDICADORES MICROBIANOS E BIOQUÍMICOS DO SOLO EM SÍTIOS DE VEREDA,
MATA SECA SEMIDECÍDUA E CERRADO *SENSU STRICTO*

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Qualidade Ambiental - Mestrado, área de concentração Processos Ambientais, para obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof. Dr. Lucas Carvalho Basílio de Azevedo

Co-orientador

Prof. Dr. Adão de Siqueira Ferreira

Uberlândia - MG

2017

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

M838i
2017
Moreira, Cíntia Prates, 1992
Indicadores microbianos e bioquímicos do solo em sítios de vereda,
mata seca semidecídua e cerrado sensu stricto / Cíntia Prates Moreira. -
2017.
43 p. : il.

Orientador: Lucas Carvalho Basílio de Azevedo.
Coorientador: Adão de Siqueira Ferreira.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia,
Programa de Pós-Graduação em Qualidade Ambiental.
Inclui bibliografia.

1. Qualidade ambiental - Teses. 2. Microorganismos do solo - Teses.
3. Cerrados - Teses. 4. Solos - Bioquímica - Teses. I. Azevedo, Lucas
Carvalho Basílio de. II. Ferreira, Adão de Siqueira. III. Universidade
Federal de Uberlândia. Programa de Pós-Graduação em Qualidade
Ambiental. IV. Título.

CDU: 574

CÍNTIA PRATES MOREIRA

INDICADORES MICROBIANOS E BIOQUÍMICOS DO SOLO EM SÍTIOS DE VEREDA,
MATA SECA SEMIDECÍDUA E CERRADO *SENSU STRICTO*

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Qualidade Ambiental - Mestrado, área de concentração em Processos Ambientais, para a obtenção do título de “Mestre”.

APROVADA em 30 de agosto de 2017.

Prof. Dr. Adão de Siqueira Ferreira
(Co-orientador)

UFU

Dr.^a Maria Rita de Cássia Campos

UFG

Prof. Dr. Lucas Carvalho Basílio de Azevedo
ICIAG-UFU
(Orientador)

Uberlândia - MG
2017

AGRADECIMENTOS

Ao Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia pelo apoio nas coletas e nas análises químicas e físicas de solo.

Ao professor Adão pela co-orientação e cessão de reagentes.

Agradeço ao Professor Dr. Lucas pela oportunidade, empenho e orientação nesta pesquisa.

A Simone pelo auxílio nas coletas, análises laboratoriais e parte estatística do trabalho.

Ao Arthur Gomes que auxiliou as coletas em campo e as análises laboratoriais iniciais.

Ao Christyan Farias, Carolina Carrijo, Karlla Dairrel, Rogério Victor, Anderson Pafume por auxiliarem nas amostragens em campo.

A secretária da pós-graduação, Marília e aos técnicos Júlia, Beatriz, Eduardo, Manoel e Marcelo pela prestatividade, paciência e auxílio durante as análises.

Aos professores Regina, Elias e Lucas, respectivos coordenadores dos laboratórios LABAS, LAMAS e LAMIC, por permitirem a realização das análises.

A professora Maria Rita e professor Adão por aceitarem compor a banca, apresentando contribuições importantes para este trabalho.

Aos professores da Pós-Graduação em Qualidade Ambiental pelos ensinamentos.

Aos colegas pelo companheirismo e momentos compartilhados.

E a todos aqueles que ajudaram direta ou indiretamente a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| RESUMO | I |
| ABSTRACT | II |
| INTRODUÇÃO | 1 |
| REFERENCIAL TEÓRICO | 3 |
| 1. Cerrado | 3 |
| 2. Microbiologia do solo | 4 |
| 3. Microbiologia do solo em áreas nativas do Cerrado | 5 |
| 4. Microbiologia do solo em sistemas de produção agropecuária no Cerrado | 6 |
| MATERIAL E MÉTODOS | 8 |
| 1. Coleta, tratamento e armazenamento do solo | 8 |
| 2. Análises microbianas e bioquímicas | 11 |
| 3. Análises físico-químicas | 13 |
| 4. Análises estatísticas | 16 |
| RESULTADOS | 18 |
| 1. Propriedades do solo | 18 |
| 2. Análise de Componentes Principais (PCA) | 21 |
| 3. Análise de Redundância (RDA) | 22 |
| DISCUSSÃO | 27 |
| CONCLUSÃO | 30 |
| REFERENCIAL BIBLIOGRÁFICO | 31 |

RESUMO

MOREIRA, CÍNTIA PRATES. **Indicadores microbianos e bioquímicos do solo em sítios de vereda, mata seca semidecídua e cerrado *sensu stricto*** 2017. 43p. Dissertação (Mestrado em Qualidade Ambiental) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia - MG¹.

O Cerrado possui uma área de aproximadamente dois milhões de quilômetros quadrados, sendo o segundo maior bioma brasileiro, composto de diversas fitofisionomias. Em sua área é encontrada um terço da biodiversidade brasileira e cerca de 5% da flora e fauna mundiais. Apesar de se conhecer boa parte da fauna e flora, ainda há muito que aprender sobre a microbiologia em solos sob vegetação nativa do Cerrado. Esse conhecimento é importante para se entender o funcionamento desses ambientes ameaçados, proporcionando base de dados para o seu monitoramento e conservação. O presente trabalho avaliou indicadores microbianos e bioquímicos do solo na época seca e chuvosa, correlacionando com aspectos físicos e químicos sob três fitofisionomias nativas contrastantes do Cerrado: mata seca semidecídua, cerrado *sensu stricto* e vereda. As análises mostraram que a microbiologia do solo é distinta de acordo com a fitofisionomia, sendo a vereda a que mais se diferenciou. A natureza hidromórfica dos solos de vereda determina maiores teores de matéria orgânica, o que explica o maior potencial de atividade enzimática e maior respiração quando o solo é incubado. De maneira geral, os solos de cerrado *sensu stricto* são os que apresentam os menores valores dos indicadores microbianos e bioquímicos, e a mata seca semidecídua possui valores intermediários desses atributos. Assim, forma-se um gradiente de atividade que segue a ordem decrescente: vereda, mata seca semidecídua e cerrado *sensu stricto*. Esse gradiente pode ser explicado pelo teor de N e acúmulo relativo de matéria orgânica no solo. Dessa forma, a respiração basal microbiana, as atividades da fosfatase, urease e FDA foram variáveis indicadoras de fitofisionomias, relacionadas positivamente ao teor de N e de matéria orgânica, que, por sua vez, é consequência dos teores de umidade no solo.

Palavras-chave: Cerrado, Fitofisionomias, Microbiologia do solo.

¹ Comitê Orientador: Lucas Carvalho Basílio de Azevedo - Universidade Federal de Uberlândia e Adão de Siqueira Ferreira - Universidade Federal de Uberlândia.

ABSTRACT

MOREIRA, CÍNTIA PRATES. **Microbial and biochemical indicators of the soil in vereda, semideciduous dry forest and cerrado *sensu stricto* sites** 2017. 43p. Dissertação (Mestrado em Qualidade Ambiental) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia - MG².

The Cerrado has an area of approximately two million square kilometers, being the second largest Brazilian biome, composed of several phytophysionomies. In its area is found a third of Brazilian biodiversity and about 5% of the world's flora and fauna. Although much of the fauna and flora is known, much remains to be learned about microbiology in soils under native Cerrado vegetation. This knowledge is important to understand the functioning of these threatened environments, providing a database for their monitoring and conservation. The present work evaluated microbial and biochemical indicators of the soil in the dry and rainy season, correlating with physical and chemical aspects under three contrasting native phytophysionomies of the Cerrado: semideciduous dry forest, cerrado *sensu stricto* and vereda. The analyzes showed that the microbiology of the soil is different according to the phytophysionomy, being the path that most differentiated. The hydromorphic nature of the soil of the pathway determines higher levels of organic matter, which explains the greater potential of enzymatic activity and greater respiration when the soil is incubated. In general, the soils of cerrado *sensu stricto* are the ones that present the lowest values of the microbial and biochemical indicators, and the semideciduous dry forest has intermediate values of these attributes. Thus, a gradient of activity is formed that follows the descending order: vereda, semideciduous dry forest and cerrado *sensu stricto*. This gradient can be explained by the N content and relative accumulation of organic matter in the soil. Thus, microbial basal respiration, phosphatase, urease and FDA activities were variables indicative of phytophysionomies, positively related to N content and organic matter, which, in turn, is a consequence of soil moisture content.

Keywords: Cerrado, Phytophysionomies, Soil microbiology.

² Supervising communittee: Lucas Carvalho Basílio de Azevedo - Universidade Federal de Uberlândia e Adão de Siqueira Ferreira - Universidade Federal de Uberlândia.

INTRODUÇÃO

O Cerrado brasileiro encontra-se na região central do país, compreendendo uma área de aproximadamente 2 milhões de km² (CARDOSO et al., 2009). A semelhança com as savanas africanas vem de sua formação, anterior a separação dos continentes (RATTER e RIBEIRO, 1996). Considerado um dos “hotspots” mundiais, o bioma Cerrado exhibe grande diversidade e endemismo e caracteriza-se por apresentar diversas fitofisionomias (MYERS et al., 2000).

Os solos do Cerrado são, em sua maioria, tipicamente ácidos e pouco férteis (SANTOS et al., 2014). Por outro lado, o bioma possui clima favorável e apresenta relevo propício para a agropecuária. Assim, a partir da década de 1970, houve esforços para o avanço do conhecimento em ciência do solo, permitindo a correção dos solos para agricultura e pecuária (LOPES, 1996). Esse potencial criado na área do Cerrado teve como consequência a rápida expansão do agronegócio e o desenvolvimento da região (MATOS e PESSÔA, 2014). No entanto, o desmatamento para novas áreas e a falta de conservação do solo vem contribuindo para a degradação do bioma (CAMPOS et al., 2017).

Para a conservação dos recursos do Cerrado é essencial que se conheça seus solos. A diversidade de solos, com heterogeneidade em seus atributos e propriedades físicas, químicas e biológicas molda a diversidade de fitofisionomias (DICK e SCHUMACHER, 2015) e determina o funcionamento desses ecossistemas (VEZZANI, 2015). De maneira geral, o solo funciona como a base dos ecossistemas terrestres sendo responsável por fornecer muitos dos elementos essenciais às plantas (SILVA et al., 2015).

Objetivando a preservação da qualidade do solo, é necessário o monitoramento das funções desempenhadas por ele (DORAN e PARKIN, 1994). Por isso, é importante que se conheça, além das características químicas e físicas, sua parte mais dinâmica: a biologia do solo (SILVA et al., 2016).

Uma enorme diversidade de seres microscópicos habita o solo sendo responsáveis por inúmeras e importantes funções que regulam o ecossistema (DELGADO-BAQUERIZO et al., 2016). Estes micro-organismos desempenham papel fundamental na decomposição da matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, fixação biológica do nitrogênio, promoção do crescimento vegetal, controle biológico, simbioses mutualistas com plantas, dentre outras funções (LEVY-BOOTH et al., 2014; MARSCHNER et al., 2011; NATH et al., 2016; SHIOMI et al., 2017).

Essa microbiota é sensível a modificações causadas no solo e, devido a esta

sensibilidade, os micro-organismos e suas reações são bons indicadores de qualidade ambiental (MANHAES e FRANCELINO, 2013; MENDES et al., 2015). Portanto, os valores dos indicadores microbianos e bioquímicos podem revelar a capacidade funcional dos solos (ARAÚJO et al., 2012).

Considerando a importância do Cerrado como reservatório da biodiversidade, sua contribuição para os recursos hídricos no Brasil, e levando em conta a necessidade de monitoramento das suas funções e da qualidade ambiental de suas fitofisionomias, é importante conhecer a microbiota e seus processos. Isto é, com o entendimento sobre o funcionamento dos sistemas de vegetação nativa no Cerrado, há desdobramentos para se ter conhecimento base para o monitoramento e a preservação desse importante bioma.

Assim, o objetivo do presente trabalho foi avaliar indicadores microbianos e bioquímicos do solo em áreas nativas de três fitofisionomias contrastantes do Cerrado - cerrado *sensu stricto*, mata seca semidecídua e vereda - e correlacionar com atributos químicos e físicos do mesmo. Com isso, buscaram-se indicadores biológicos do solo para essas fitofisionomias. A hipótese levantada é que, independente da época, o potencial da atividade biológica (CO₂, atividades de enzimas) e a biomassa microbiana diferenciam-se de acordo com comunidade vegetal, podendo ser explicada por atributos químicos e físicos do solo.

REFERENCIAL TEÓRICO

1. Cerrado

O Cerrado ocupa aproximadamente 22% do território brasileiro, o que corresponde a cerca de 2 milhões de km², o colocando como segundo maior bioma do país. Localizado na região central do Brasil, o Cerrado engloba Minas Gerais, Distrito Federal e outros nove estados. Neste bioma encontram-se diversas espécies endêmicas de fauna e flora que correspondem a um terço da biodiversidade encontrada no mesmo, além de lençóis freáticos que formam importantes regiões hidrográficas brasileiras (CARDOSO et al., 2009; SANTOS et al., 2014). Adicionalmente, suas características únicas e a alta taxa de degradação do mesmo torna o Cerrado um “hotspot” de biodiversidade mundial, com prioridade na conservação das áreas nativas (MYERS et al., 2000).

Há indícios de que a formação do Cerrado brasileiro se deu anteriormente à separação dos continentes, daí vem sua semelhança com as savanas africanas (RATTER e RIBEIRO, 1996). No entanto, o Cerrado é caracterizado por uma variedade de fitofisionomias, dentre elas: cerrado *sensu stricto*, cerradão, campo rupestre, campo sujo, matas secas semidecíduas e até veredas. Estudos revelam que estas diferenças fitofisionômicas do Cerrado são determinadas pelas características do solo e ação do fogo (CARDOSO et al., 2009; JUNIOR e HARIDASAN, 2005).

Das diversas fitofisionomias encontradas no Cerrado as abordadas neste estudo foram três, contrastantes entre si: a mata seca semidecídua, o cerrado *sensu stricto* e a vereda. As matas secas semidecíduas são encontradas em solos relativamente mais férteis, quando comparadas com áreas de cerrado *sensu stricto*, e caracterizam-se por apresentar parte da vegetação com folhas caducifólias (DINIZ e SOUSA, 2011). O cerrado *sensu stricto* é composto por uma típica vegetação savânica, ocorrendo em áreas com solos ácidos e bastante drenados (JUNIOR e HARIDASAN, 2005). Já as veredas ocorrem em ambientes alagados, com solos hidromórficos, e são caracterizadas pela presença do buriti (*Mauritia flexuosa*). Conferem proteção ao manancial e à fauna local, sendo cruciais no equilíbrio do bioma (ARAÚJO et al., 2002).

Apesar de ser naturalmente adaptado para tolerar situações adversas, como solos ácidos e uma época de seca, o Cerrado brasileiro é um bioma frágil, bastante prejudicado pelas atividades humanas (SOUZA et al., 2016).

46% dos solos do Cerrado são latossolos, os quais são pedogeneticamente profundos,

antigos, ácidos e pouco férteis (LOPES e COX, 1977). Com o avanço da ciência do solo para áreas do Cerrado, tecnologias foram desenvolvidas para adequação dos solos do Cerrado para a agricultura (LOPES, 1996). Isso foi importante para o desenvolvimento socioeconômico da região e para produção de “commodities” exportadas pelo Brasil. Assim, muitas áreas naturais de Cerrado estão sendo substituídas pela agropecuária desde a década de 1970 (SANTOS et al., 2014). Muitas dessas atividades têm consumido os recursos naturais, causando degradação do solo (LIMA et al., 2016). Mesmo antes, na década de 1960, o Cerrado já vinha sofrendo com a construção da capital Brasília, a qual se encontra na área central do bioma. Logo, o Cerrado passa por modificações em sua estrutura natural, o que conseqüentemente altera todo o ecossistema (KLINK e MOREIRA, 2002). No entanto, dados a respeito destas alterações ainda são pouco descritos para o bioma.

Dessa forma, objetivando entender o funcionamento e preservar os ecossistemas, é essencial o estudo de seus componentes e processos. E, apesar da importância reconhecida do Cerrado, ainda há muito o que conhecer sobre a microbiologia do solo sob vegetações nativas. As três fitofisionomias contrastantes aqui estudadas - mata seca semidecídua, cerrado *sensu stricto* e vereda - podem fornecer importantes informações sobre a microbiota do solo e sua relação com a vegetação e com o mesmo.

2. Microbiologia do solo

Estima-se que os micro-organismos apareceram na Terra a cerca de quatro bilhões de anos e vem evoluindo deste então (DODD et al., 2017). Ao longo dos anos se modificaram e adaptaram aos mais diversos habitats, o que resultou em uma enorme variedade genética e metabólica (TORSVIK e ØVREÅS, 2002). Apesar de sua importância, a diversidade biológica do solo ainda é pouco estudada. Estima-se que apenas 1% dos micro-organismos sejam cultiváveis e que pode haver até 1 trilhão (10^{12}) de espécies de micro-organismos no planeta (PEDRÓS-ALIÓ e MANRUBIA, 2016; LOCEY e LENNON, 2016).

No solo a biomassa microbiana é composta especialmente por bactérias, fungos e protozoários que correspondem a parte ativa da matéria orgânica (JENKINSON e LADD, 1981). A matéria orgânica, por sua vez, pode influenciar a estrutura da comunidade microbiana, suas funções e os ciclos dos quais participam (BOWLES et al., 2014).

Sabe-se que os micro-organismos atuam diretamente em diversos processos que ocorrem no solo, sendo importantes para o funcionamento dos mesmos (NANNIPIERI et al., 2003; TORSVIK e ØVREÅS, 2002). São responsáveis pela mineralização, ciclagem de

nutrientes, fixação biológica de nitrogênio, solubilização de minerais e simbiose com plantas e animais (BORDIM et al., 2016; LEVY-BOOTH et al., 2014; MARSCHNER et al., 2011; NATH et al., 2016; SATYAPRAKASH et al., 2017). Portanto, a parte ativa da biomassa microbiana é essencial para o funcionamento dos ecossistemas de terra firme (JENKINSON e LADD, 1981); e, por outro lado, alterações ambientais causam impactos nos micro-organismos e no desempenho das suas funções. Sendo assim, a microbiota do solo pode ser utilizada como indicador de qualidade, uma vez que, além de desempenhar diversas funções apresentam elevada quantidade de espécimes e boa resposta às modificações ocorridas no meio (WAHSHA et al., 2017).

Dentre os atributos biológicos, que correspondem à diversidade, biomassa e atividade microbiana do solo (MENDES et al., 2015) as enzimas desempenham papel importante nas funções, sendo boas indicadoras de qualidade, uma vez que auxiliam a microbiota na degradação de macromoléculas do solo. Tais enzimas contribuem para a atividade celular, ciclagem de carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre através da hidrólise, hidrólise da celobiose e hidrólise da uréia mediadas pela FDA, β -glicosidase e urease, e pela liberação de PO_4^- e SO_4^- mediadas pela fosfatase e arilsulfatase, respectivamente (ARAÚJO e MONTEIRO, 2007).

3. Microbiologia do solo em áreas nativas do Cerrado

Já se sabe que as espécies, estrutura e funções dos micro-organismos do solo podem influenciar a vegetação acima dele, e vice-versa (OLIVEIRA et al., 2014), assim como ocorre em outros biomas (BERG e SMALLA, 2009). No entanto, estudos a respeito da microbiologia do solo em áreas nativas ainda são escassos.

Em meio à escassez de estudos em áreas nativas, dois trabalhos recentes revelam a estrutura da comunidade bacteriana (CASTRO et al., 2016) e fúngica (ARAÚJO et al., 2017) em fitofisionomias nativas do Cerrado por meio do sequenciamento de parte do rRNA desses grupos. Tanto para bactérias, como para fungos, as comunidades variaram dependendo das características do solo e do tipo de vegetação. Com relação às comunidades de fungos do solo, verificou-se que a floresta decidual apresenta uma maior riqueza de espécies quando comparada com cerrado *sensu stricto*, cerradão e campo graminóide (ARAÚJO et al., 2017).

A época (seca ou chuvosa) também afeta as comunidades microbianas do Cerrado nativo. A abundância e a diversidade de bactérias foram determinadas pela disponibilidade de água no solo (CASTRO et al., 2016). Assim como a abundância e diversidade, as funções

microbianas também são influenciadas pela sazonalidade. Um estudo com *Acrocomia aculeata* (Jacq.) Lodd. ex Mart. (macaúba) em área nativa do Cerrado, mostrou que a sazonalidade interferiu em atributos bioquímicos do solo, sendo que o período de estiagem apresentou maior teor de carbono da biomassa microbiana (CBM), maior quociente microbiano (qMic, CBM/C-orgânico) e menor quociente metabólico (qCO₂, C-CO₂/CBM) (DINIZ et al., 2014).

Apesar de alguns solos de Cerrado nativo apresentarem uma diversidade alta de microorganismos (CASTRO et al., 2016; ARAÚJO et al., 2017), a maioria é desconhecida, e muitos desses organismos podem revelar metabolismos chave para o ecossistema ou interesse de uso tecnológico (SOUZA et al., 2016).

4. Microbiologia do solo em sistemas de produção agropecuária no Cerrado

Em geral, a agricultura interfere diminuindo a quantidade, diversidade e atividade biológica dos solos quando comparada à solos de áreas nativas (CAETANO et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2016). A interferência humana tem impactos mais fortes em alguns ambientes específicos, como nas veredas. Os seus solos hidromórficos, quando alterados, aumentam o potencial de mineralização do carbono, o que pode levar a alterações ambientais e causar danos a todo o ecossistema (ARNOLD et al., 2015).

Muitos dos trabalhos com solos de Cerrado investigam os sistemas de plantio direto, convencional, cultivo mínimo, cultivo orgânico, pastagem e revelam que quanto menor a intervenção no solo e aplicação de insumos, menor será o impacto na atividade dos microorganismos, resultando em maiores valores para CBM e aproximando-se de áreas nativas (CAETANO et al., 2013; EVANGELISTA et al., 2013; DADALTO et al., 2015; OLIVEIRA et al., 2016; FERREIRA et al., 2016). Assim, os sistemas de produção com menor uso de insumos e de energia apresentam microbiologia do solo mais similar às áreas nativas, enquanto os sistemas de maior aporte de insumos ou extrativistas tendem a diminuir a qualidade do solo (Figura 1).

Uma das formas de avaliar a diminuição da qualidade do solo é por meio da biomassa microbiana (HORWATH, 2017), que tem o potencial de desempenhar funções no solo. Portanto, essa variável é útil para monitorar áreas nativas e impactadas. Áreas preservadas de Cerrado podem apresentar maiores valores para carbono da biomassa microbiana e carbono orgânico total em relação a áreas alteradas. A retirada da vegetação nativa resulta em diminuição do aporte de matéria orgânica, declínio da microbiota e deterioração da função do solo (ARAÚJO et al., 2017). Esse efeito da matéria orgânica sobre a biomassa e a

atividade microbiana já foi reconhecido em Cerrado, mas em locais e fitofisionomias restritos. Por exemplo, já foi relatada maior atividade microbiana do solo em áreas com maior percentual de serapilheira em solos de cerradão (BITTAR et al., 2013).

O conhecimento sobre microbiologia do solo em áreas de sistemas de produção pode ajudar a tomar decisões de manejos/práticas mais conservacionistas. Isso é importante para a sustentabilidade em sistemas de produção de alimentos, fibras e bioenergia.

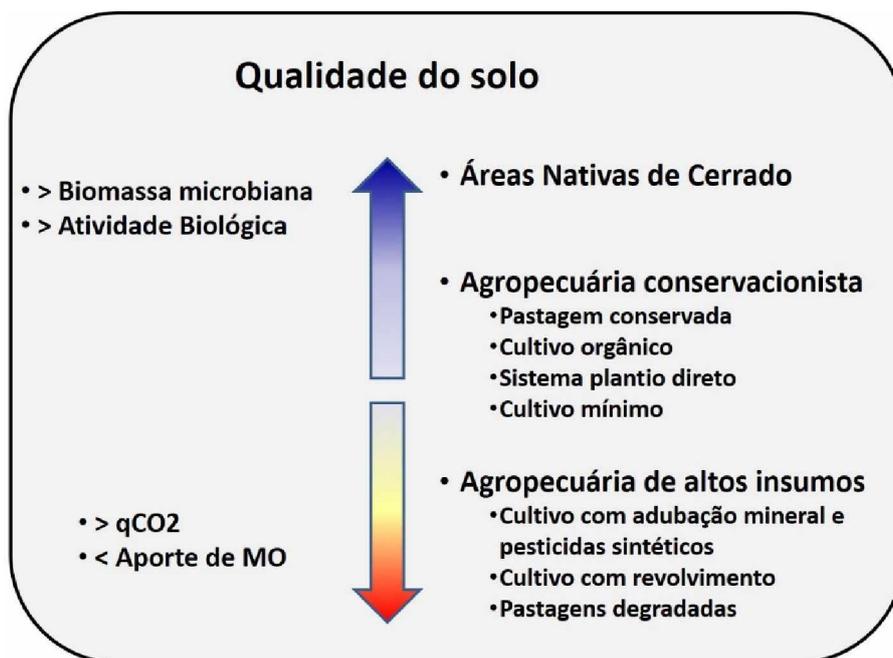


Figura 1. De maneira geral, a qualidade do solo referente à microbiologia do solo varia em função do uso e ocupação do solo no bioma Cerrado. qCO_2 : quociente metabólico, é a razão de C-respirado/C-biomassa microbiana; MO: matéria orgânica.

MATERIAL E MÉTODOS

1. Coleta, tratamento e armazenamento do solo

Amostras de solo foram coletadas em áreas típicas e naturais de cerrado *sensu stricto*, mata seca semidecídua e veredas próximas à cidade de Uberlândia - Minas Gerais, no fim da época chuvosa (março/abril de 2016) e no fim da época seca (outubro/2016). Foram feitas 4 repetições de cada uma das três fitofisionomias totalizando doze sítios amostrados, em cada época do ano. As coordenadas geográficas dos sítios estão listadas na Tabela 1 e as posições ilustradas nas Figuras 2, 3, 4 e 5. Em cada um dos 12 sítios, foram traçados 3 transectos com 50 m de comprimento. Em cada transecto, coletaram-se 5 subamostras de aproximadamente 10 cm³, na profundidade de 10 cm e espaçadas em 10 metros entre si. O solo foi levado ao laboratório (LAMIC) e as subamostras de cada transecto foram reunidas e homogeneizadas, totalizando 3 amostras para cada um dos 12 sítios. A umidade do solo foi determinada pelo método gravimétrico, com temperatura a 105°C (SILVA, 2009).

Para realizar as análises os solos foram secos ao ar e posteriormente destorroados e peneirados (2 mm). Então, as três amostras compostas de cada sítio foram reunidas e homogeneizadas, formando a amostra de trabalho. Para as análises microbiológicas, 1 kg de solo foi armazenado em sacos plásticos, a fim de que a umidade e temperatura reestabelecessem e mantivessem a microbiota. As análises de respiração basal, carbono da biomassa e atividades enzimáticas foram feitas em triplicata para cada amostra de solo.

Tabela 1. Coordenadas geográficas dos sítios de coleta, localizados próximos à cidade de Uberlândia-MG, para estudo dos indicadores microbianos e bioquímicos do solo de três diferentes fitofisionomias do Cerrado.

| Sítios | Vereda | Cerrado <i>sensu stricto</i> | Mata seca semidecídua |
|--------|---|---|---|
| 1 | 19 ^o 06'00 S - 48 ^o 07'34 O | 19 ^o 05'45 S - 48 ^o 08'45 O | 19 ^o 05'20 S - 48 ^o 10'40 O |
| 2 | 19 ^o 11'15 S - 48 ^o 24'17 O | 19 ^o 10'54 S - 48 ^o 24'22 O | 19 ^o 10'45 S - 48 ^o 23'45 O |
| 3 | 19 ^o 10'58 S - 48 ^o 23'44 O | 19 ^o 10'50 S - 48 ^o 23'49 O | 19 ^o 10'06 S - 48 ^o 23'38 O |
| 4 | 18 ^o 58'17 S - 48 ^o 23'25 O | 19 ^o 01'36 S - 48 ^o 33'25 O | 18 ^o 58'56 S - 48 ^o 24'39 O |

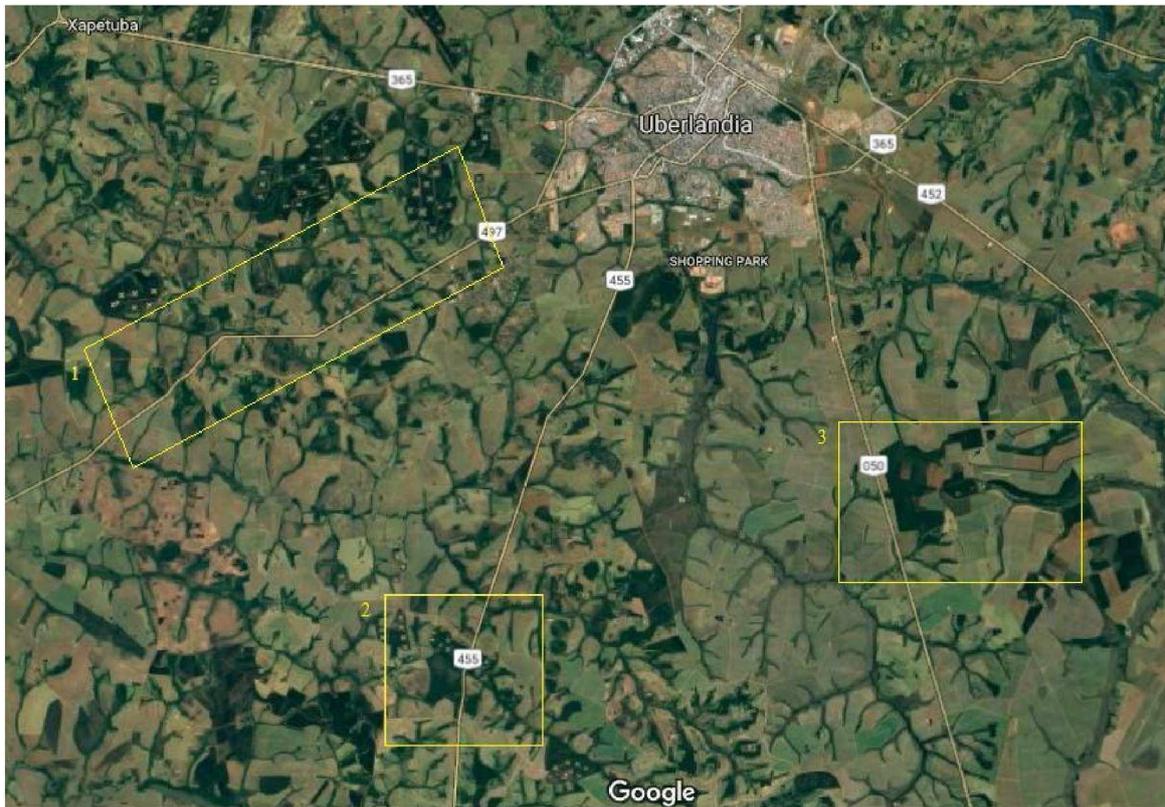


Figura 2. Mapa de localização das áreas de coleta de solo, onde foram selecionados sítios de vereda, cerrado *sensu stricto* e mata seca semidecídua, situadas próximas a cidade de Uberlândia, Minas Gerais. Área 1: ao longo da BR 497; Área 2: Estação Ecológica do Panga e Área 3: Floresta do Lobo. Fonte: Google Maps.

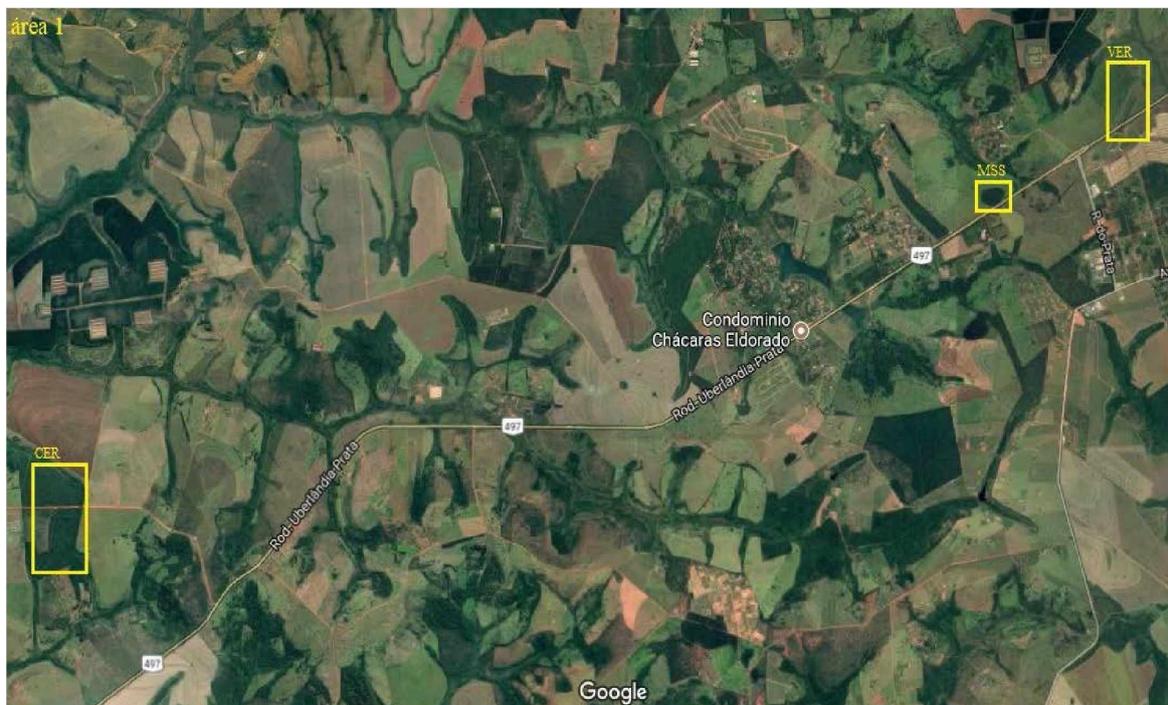


Figura 3. Área 1 de coleta de solo, objetivando avaliar indicadores microbianos e bioquímicos. Ao longo da BR 497. CER - cerrado *sensu stricto*; MSS - mata seca semidecídua; VER - vereda. Fonte: Google Maps.

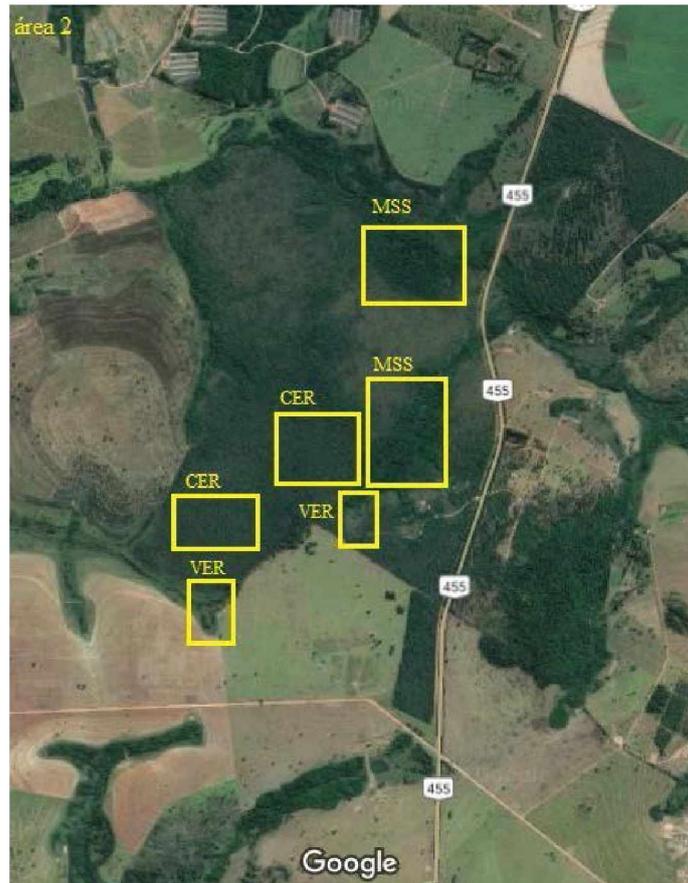


Figura 4. Área 2 de coleta de solo, objetivando avaliar indicadores microbianos e bioquímicos. Estação Ecológica do Panga. CER - cerrado *sensu stricto*; MSS - mata seca semidecídua; VER - vereda. Fonte: Google Maps.



Figura 5. Área 3 de coleta de solo, objetivando avaliar indicadores microbianos e bioquímicos. Floresta do Lobo. CER - cerrado *sensu stricto*; MSS - mata seca semidecídua; VER - vereda. Fonte: Google Maps.

2. Análises microbianas e bioquímicas

Respiração basal microbiana

A respirometria foi calculada através da quantidade de CO₂ liberado pelo solo, de acordo com metodologia descrita por Stotzky (1965). Uma porção de 100 g de solo foi colocado em frascos herméticos. A umidade destes solos foi ajustada para 60% da capacidade de retenção de água, os frascos foram fechados e armazenados em local escuro durante seis dias para que a microbiota se aclimatasse. No sétimo dia, copos descartáveis contendo 10 ml de hidróxido de sódio (NaOH; 1M) foram colocados dentro de cada um dos frascos para que o NaOH reagisse com as moléculas CO₂ liberadas. Após 24 horas a primeira leitura foi realizada. Os copos plásticos foram retirados dos frascos e 5 ml de cloreto de bário (BaCl₂.2H₂O; 1M) adicionados, juntamente com 3 gotas de fenolftaleína (1%) e o NaOH residual foi estipulado pela titulação com ácido clorídrico (HCl; 0,5M). A determinação do CO₂ através deste procedimento foi realizada às 24, 48, 72 horas, 5, 7, 14, 21, 28, 35 e 42 dias de incubação.

Carbono da biomassa microbiana (CBM)

O carbono da biomassa foi determinado pela adaptação do método de fumigação-extração descrito por Vance et al (1987). Uma porção de solo foi colocada em béqueres. Os que continham as triplicatas que seriam fumigadas foram colocados em dessecador forrado com papel filtro umedecido com água e no centro do mesmo foi inserido um recipiente contendo clorofórmio, uma bomba de vácuo acoplada ao dessecador retirou todo o ar e selou o mesmo, este foi armazenado em local escuro por 24 horas. A extração do carbono feita em todas as amostras (fumigadas e não fumigadas) foi realizada com 50 ml de solução de sulfato de potássio (K₂SO₄; 0,5M) sob agitação a 250 rpm durante 30 minutos. Após a decantação, o extrato foi filtrado. Para a quantificação do dicromato, 8 ml do extrato foram colocados em tubo de ensaio, onde foram acrescentados 2 ml de dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇; 0,0667M) e 15 ml da mistura de ácido sulfúrico/fosfórico (H₂SO₄/H₃PO₄; 2:1). Esta solução foi colocada em banho-maria por 30 minutos a 100°C. Após esfriar a solução foi transferida para tubos de 50 ml, e 20 ml de água destilada foram adicionados. 7 gotas do indicador ferroína foram acrescentadas e a titulação ocorreu com sulfato ferroso amoniacal até que a solução atingisse uma coloração vermelha intensa.

O quociente metabólico (qCO₂) foi calculado como a relação entre a respiração basal e

o carbono da biomassa microbiana.

FDA

A FDA foi determinada pelo método de hidrólise do diacetato de fluoresceína, proposto por Green; Stott; Diack (2006). Foram pesados 2 g de solo, colocados em tubo Falcon (50 ml), nestes adicionados 15 ml de tampão fosfato de potássio (pH 7,6), 0,2 ml da solução de diacetato de fluoresceína nas amostras e 0,2 ml de acetona nos controles. A solução foi levada ao banho-maria por 1 h a 30°C. Após este intervalo foram adicionados 15 ml de solução extratora clorofórmio/metanol (2:1) em todos os tubos, os quais foram agitados e colocados novamente em banho-maria por mais 10 minutos a 30°C. Foram preparados microtubos com capacidade de 2 ml com 1 ml da solução de diluição tampão/metanol (3:1) e nestes adicionados 1 ml da solução retirada do banho-maria. Os microtubos foram centrifugados por 5 minutos a 10.000 rpm. As amostras foram lidas a 490 nm em espectrofotômetro, baseadas na curva padrão de fluoresceína de sódio.

Urease

O experimento da urease foi baseado na metodologia proposta por Kandeler; Gerber (1988) colocando 5 g de solo em tubo Falcon (50 ml), nestes foram adicionados 5 ml de solução tampão citrato (pH 6,7) e 5 ml de solução de uréia (10%), esta mistura foi incubada por 3 h em banho-maria à 37°C. Após este período, o volume foi completado com água destilada e 1 ml deste foi retirado e transferido para microtubos de 2 ml centrifugados por 5 minutos a 10.000 rpm. Em outros microtubos foram adicionados 900 µl do reagente 1 + 900 µl do reagente 2, do kit Ureia 500 e pipetados 180 µl da amostra centrifugada. Estes foram colocados em banho-maria por 10 minutos a 37°C. A leitura dos resultados foi feita em espectrofotômetro a 600 nm, baseada na curva padrão de NH₄Cl.

β-glicosidase

A β-glicosidase foi determinada de acordo com o método descrito por Tabatabai (1994). Foi colocado 1 g de solo em tubos Falcon, adicionados 0,25 ml de tolueno, 4 ml de MUB pH 6 e 1 ml de p-nitrofenol-β-D-glicosídeo (PNG, 0,05M). Os frascos foram agitados rapidamente, tampados e colocados em banho-maria por 1 h a 37°C. Após 1 hora, foram retiradas as tampas e adicionados 1 ml de cloreto de cálcio (CaCl₂; 0,5M), e 4 ml do tampão tris (hidroximetil) aminometano (THAM, 0,1M, pH12), os frascos foram agitados e a suspensão do solo filtrada. Para os controles a adição de 1 ml do PNG foi realizada após o

acrécimo de 1 ml de CaCl_2 e 4 ml de THAM e imediatamente antes da filtração. A leitura foi feita em espectrofotômetro a 410 nm, baseada em uma curva padrão de ρ -nitrofenol.

Fosfatase

A atividade da fosfatase foi determinada de acordo com a metodologia de Tabatabai (1994). Para a análise foi colocado 1 g de solo, 0,2 ml de tolueno, 4 ml de tampão acetato (0,5M, pH 5,8) e 1 ml de solução padrão de ρ -nitrofenol fosfato (PNP, 0,05M) em tubo Falcon. Posteriormente os tubos foram agitados rapidamente, tampados e incubados por 1 hora a 37°C. Depois desta 1 hora, adicionou-se 1 ml de cloreto de cálcio (CaCl_2 ; 0,5M) e 4 ml de hidróxido de sódio (NaOH; 0,5M) em todos os tubos que foram agitados e a suspensão filtrada. Para os controles a adição de 1 ml de PNP se deu imediatamente antes da filtração, após o acréscimo de 1 ml de CaCl_2 e 4 ml de THAM e incubação. Fez-se então a leitura em espectrofotômetro a 410 nm, a qual foi baseada em uma curva padrão de ρ -nitrofenol.

Arilsulfatase

A atividade da enzima arilsulfatase foi analisada de acordo com método descrito por Tabatabai (1994). Para isto, colocou-se 1 g de solo, 0,25 ml de tolueno, 4 ml de tampão acetato (0,5M, pH 5,8) e 1 ml da solução padrão de ρ -nitrofenol sulfato (PNS, 0,05M) nos tubos Falcon, que foram agitados rapidamente, tampados e colocados em banho-maria por 1 h a 37°C. Após esta 1 hora, retirou-se as tampas e adicionou-se 1 ml de cloreto de cálcio (CaCl_2 ; 0,5M) e 4 ml de hidróxido de sódio (NaOH; 0,5M), os frascos foram então, agitados e a suspensão filtrada. Para os controles a adição de 1 ml do PNS foi realizada após o acréscimo de 1 ml de CaCl_2 , 4 ml de THAM e a incubação, imediatamente antes da filtração. As amostras foram lidas em espectrofotômetro a 410 nm, baseadas em uma curva padrão de ρ -nitrofenol.

3. Análises físico-químicas

Textura do solo

A textura do solo foi analisada utilizando o método da pipeta para análise granulométrica descrito por Gee e Or (2002). Colocou-se 10 g de solo seco, 15 esferas e 50 ml de NaOH em recipientes plásticos que foram tampados, estes ficaram sob agitação por aproximadamente 16 horas a 180 rpm. Após este período a solução contida nos recipientes foi

despejada e lavada sobre peneiras de 0,210 mm e 0,053 mm para reter areia grossa e fina, respectivamente. As areias lavadas foram colocadas em cápsulas com peso conhecido e foram secas por 24 horas a 104°C. A lavagem foi feita sobre um recipiente para que argila e silte que passassem pelas peneiras fossem contidos e colocados em uma proveta de 1000 ml. Caso o volume não chegasse a 1000 ml este era completado com água destilada. Após este procedimento, a solução nas provetas foi agitada por 1 minuto e deixada em repouso por 4 minutos. Com uma pipeta introduzida a 10 cm da superfície da solução contida na proveta, coletou-se 25 ml da mesma contendo silte e argila, que foram colocados em porcelana com peso conhecido e estas na estufa a 104°C. A solução da proveta foi deixada em repouso por mais 4 horas. Novamente uma pipeta foi introduzida na proveta, mas desta vez a 5 cm da superfície para coletar 25 ml que continham argila, que foram colocados em porcelana com peso conhecido e levados a estufa a 104°C. Após secas, as amostras foram pesadas e os resultados calculados.

pH em água (1:2,5)

O pH foi medido utilizando 10 g de solo que foram colocados em recipiente plástico, juntamente com 25 ml de água destilada (H₂O). A solução foi agitada por 15 minutos a 220 rpm e posteriormente deixada em repouso por 45 minutos. O pHmetro foi calibrado com soluções tampão 4,0 e 7,0. As amostras foram então agitadas com um bastão e o eletrodo introduzido para fazer leitura (SILVA, 2009).

H+Al

Foi utilizado o método do pH SMP para determinar o teor de H+Al. Para tanto, pesou-se 10 g de solo em recipientes plásticos, adicionou-se 25 ml de solução de cloreto de cálcio (CaCl₂.2H₂O; 0,01M) e 5 ml de solução tampão SMP (pH 7,5). Os recipientes foram agitados por 15 minutos a 220 rpm e depois deixados em repouso por 45 minutos. Após este período um eletrodo foi inserido nas amostras para que fosse realizada a leitura (SILVA, 2009).

Cálcio e Magnésio

Para a extração de cálcio e magnésio foram pesados 5 g de solo, colocados em recipiente plástico juntamente com 50 ml de solução de cloreto de potássio (KCl, 1M). As amostras foram, então, agitadas por 15 minutos a 220 rpm e posteriormente deixadas em repouso por 24 horas. Para realizar a análise, foi pipetado 1 ml da solução extratora, transferidos para tubo de ensaio, nos quais foram adicionados 9 ml de óxido de lantânio 0,5%.

A leitura das amostras foi feita em espectrofotômetro de absorção atômica (SILVA, 2009).

Alumínio

Para a extração de alumínio foram pesados 5 g de solo, colocados em recipiente plástico, onde foram adicionados 50 ml de solução de cloreto de potássio (KCl; 1M). Os recipientes ficaram sob agitação por 15 minutos a 220 rpm, e depois deixados em repouso por 24 horas. Para a análise foram pipetados 25 ml dessa solução de extração de cada amostra e colocados em erlenmeyer onde 4 gotas de azul de bromotimol foram adicionadas. Titulou-se então com hidróxido de sódio (NaOH; 0,025M) até que a solução mudasse sua cor (SILVA, 2009).

Fósforo e Potássio

Para as análises de fósforo e potássio foram pesados 5 g de solo, colocados em recipientes plásticos com tampa. Foram então adicionados 50 ml de solução extratora Mellich (H_2SO_4 0,025M e HCl 0,05M), agitados por 15 minutos a 220 rpm e depois deixados em repouso por aproximadamente 24 horas. A análise das amostras para o cálculo do potássio foi feita através da leitura em fotômetro de chama. Já para a análise do fósforo foram pipetados 5 ml da solução em béquer e adicionados 5 ml da solução complexo B*. As amostras ficaram em repouso por 45 minutos e depois a leitura foi realizada a 725 nm em espectrofotômetro (SILVA, 2009).

Carbono orgânico total

Para a análise da matéria orgânica (carbono orgânico) foi pesado 1 g de cada uma das amostras de solo, estes colocados em recipiente plástico com 10 ml da solução digestora sulfocrômica ($\text{Na}_2\text{Cr}_2\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, 4M + H_2SO_4 , 10M). As amostras foram agitadas por 15 minutos a 170 rpm e posteriormente deixadas inertes por 1 hora. Após este período acrescentou-se 50 ml de água destilada e os frascos ficaram em repouso por 24 horas para que houvesse decantação. A leitura do resultado foi feita em espectrofotômetro a 650 nm (SILVA, 2009).

O quociente microbiano (qMic) foi calculado como a relação entre carbono da biomassa microbiana para o carbono orgânico total.

Nitrogênio

A análise de nitrogênio foi feita com base no método de Kjeldahl (1883) por destilação

a vapor. Pesou-se 0,2 g de solo que foram colocados em tubos de ensaio juntamente com 15 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado em presença de sulfato de cobre que funcionou como catalisador, oxidando a matéria orgânica. As amostras sofreram então digestão a $400^\circ C$ e a solução passou de uma coloração escura para um verde claro. Após a digestão iniciou-se o processo de destilação por aquecimento direto, onde se adicionou a solução de hidróxido de sódio (NaOH). A amônia que despreendeu na reação foi coletada num frasco contendo ácido bórico (H_3BO_3) com o indicador, previamente adaptado ao conjunto da destilação. A solução que no início apresentava coloração rósea adquiriu a cor azulada à medida que foi se formando o borato de amônio ($NH_4H_2BO_3$). A última etapa do processo foi a titulação. O borato de amônio foi titulado com uma solução padrão de ácido clorídrico (HCl) até a viragem do indicador (SILVA, 2009).

4. Análises estatísticas

Todas as variáveis foram avaliadas quanto à homogeneidade de variância com o teste de Levene e normalidade com o teste de Shapiro-Wilk. Visando a normalização dos dados, o teor de umidade foi transformado pela raiz quadrada; teor de argila, atividade de fosfatase e arilsulfatase, qCO_2 , respiração basal e carbono orgânico foram transformadas por $\log(x)$; teor de cálcio, carbono da biomassa, potássio, nitrogênio e urease foram transformados pelo inverso da raiz quadrada. O magnésio foi retirado da análise univariada pois nenhuma transformação foi suficiente para normalização e homogeneização da variância. A análise de variância (ANOVA) e o teste de Tukey ($p < 0,05$) foram utilizados para analisar diferenças estatísticas entre as variáveis e as fitofisionomias.

A análise de componentes principais (PCA) foi aplicada usando o programa *Canoco for Windows* para determinar a ordenação das amostras e a associação entre os dados físico-químicos do solo com as variáveis biológicas do mesmo. Na PCA, o modelo linear teve escalonamento com foco nas correlações dentro das variáveis biológicas do solo, as pontuações dessas variáveis foram divididas pelo desvio padrão, transformados como $\log(x+1)$.

A análise de redundância (RDA) também foi aplicada usando o programa *Canoco for Windows* visando determinar as correlações entre atributos biológicos, físicos, químicos e a ordenação de amostras. Para tanto, anteriormente realizou-se teste de colinearidade das variáveis explicativas para selecionar as não colineares. Para verificar a significância da ordenação em RDA, foi aplicado o teste de Monte-Carlo com 499 permutações. Visando

confirmar os resultados da RDA, procedeu-se a análise de correlação de Pearson ponto bisserial entre variáveis biológicas do solo, variáveis discriminadoras (seleccionadas como não colineares) e tipos de fitofisionomias de Cerrado em épocas de chuva e seca.

RESULTADOS

1. Propriedades do solo

Entre as 21 variáveis analisadas de atributos biológicos, químicos e físicos, 17 delas não diferiram quando se comparam as épocas de coleta (Tukey, $p < 0,05$). Nas 4 variáveis que diferiram isto ocorreu em apenas uma das fitofisionomias e os valores mais altos foram apresentados na época chuvosa: a atividade de arilsulfatase e o teor de umidade em solos de vereda, a atividade de fosfatase em mata seca semidecídua e a FDA em cerrado *sensu stricto* (Tabela 2 e 3).

Quando a comparação foi feita entre fitofisionomias, 12 variáveis diferiram. A vereda apresentou valores mais altos de respiração basal microbiana, umidade, fosfatase, urease, FDA e nitrogênio em ambas as épocas; e na época chuvosa apresentou maiores valores de qCO_2 , arilsulfatase e carbono orgânico. A mata seca semidecídua se sobressaiu somente em valores de cálcio tanto na época seca como chuvosa. O cerrado *sensu stricto* teve valor significativamente maior apenas para teor de H^+Al na época chuvosa e o menor valor em ambas as épocas para o potássio (Tabela 2, 3 e 4).

Tabela 2. Propriedades microbianas e bioquímicas do solo em três fitofisionomias contrastantes do Cerrado.

| Análises | Época | Vereda | Cerrado | Mata Seca |
|--|---------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|
| Respiração basal ($\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{h}^{-1}$) | chuvosa | 6,49 (3,99) aA | 0,69 (0,45) bA | 0,90 (0,46) bA |
| | seca | 4,98 (3,50) aA | 0,91 (0,11) bA | 1,62 (0,43) abA |
| CBM ($\mu\text{g Cmic g}^{-1}$) | chuvosa | 507 (302,42) aA | 285,71 (65,7) aA | 350,25(257,74) aA |
| | seca | 706,01 (479,56) aA | 228,57 (80,04) aA | 391,95 (289,36) aA |
| qCO ₂ ($\text{mg CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{Cmic h}^{-1}$) | chuvosa | 0,013 (0,003) aA | 0,002 (0,001) bA | 0,003 (0,001) bA |
| | seca | 0,010 (0,009) aA | 0,004 (0,002) aA | 0,006 (0,003) aA |
| qMic | chuvosa | 160,03 (79,98) aA | 317,10 (120,25) aA | 208,02 (80,65) aA |
| | seca | 239,33 (187,83) aA | 243,53 (198,71) aA | 217,11 (84,98) aA |
| Ariulfatase ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1} \text{h}^{-1}$) | chuvosa | 111,3 (102,9) aA | 9,0 (3,0) bA | 39,8 (15,7) abA |
| | seca | 33,8 (38,5) aB | 4,1 (8,3) aA | 9,74 (10,1) aA |
| β -glicosidase ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1} \text{h}^{-1}$) | chuvosa | 12,5 (8,9) aA | -0,8 (13,2) aA | 14,2 (7,4) aA |
| | seca | 13,2 (6,7) aA | 4,3 (1,0) aA | 10,8 (2,6) aA |
| Fosfatase ($\mu\text{g p-nitrofenol g}^{-1} \text{h}^{-1}$) | chuvosa | 92,5 (24,6) aA | 34,9 (5,9) bA | 64,2 (24,7) aA |
| | seca | 83,5 (33,5) aA | 35,8 (4,9) bA | 28,2 (19,1) bB |
| Urease ($\mu\text{g h}^{-1}$) | chuvosa | 44,4 (13,6) aA | 25,3 (4,5) bA | 28,8 (8,7) bA |
| | seca | 49,5 (5,3) aA | 20,7 (2,1) bA | 24,8 (2,1) bA |
| FDA ($\mu\text{g h}^{-1}$) | chuvosa | 269,7 (74,9) aA | 219 (37,3) abA | 152,4 (43,3) bA |
| | seca | 218,5 (13,6) aA | 110,2 (28,1) bB | 139,3 (43,3) abA |

Médias (desvio padrão) de atributos microbianos e bioquímicos do solo nas épocas chuvosa e seca. Letras minúsculas diferentes (destacadas em negrito) mostram diferenças entre fitofisionomias, enquanto letras maiúsculas distintas (destacadas em negrito e itálico) mostram diferenças entre épocas do ano.

Tabela 3. Propriedades físicas do solo em três fitofisionomias contrastantes do Cerrado.

| Análises | Época | Vereda | Cerrado | Mata Seca |
|-------------------------------|---------|--------------------------|------------------------|-----------------------|
| Umidade (%) | chuvosa | 105,64 (23,90) aA | 6,38 (6,80) bA | 8,93 (6,85) bA |
| | seca | 20,53 (8,96) aB | 10,79 (7,94) bA | 7,23 (4,98) bA |
| Areia (g kg^{-1}) | chuvosa | 823,18 (60,3) aA | 778,1 (221,5) aA | 692,95 (239,4) aA |
| | seca | 733,60 (162,7) aA | 761,84 (200,50) aA | 757,60 (234,7) aA |
| Argila (g kg^{-1}) | chuvosa | 91,76 (55,26) aA | 141,53 (141,80) aA | 208,98 (196,51) aA |
| | seca | 147,94 (79,06) aA | 162,74 (132,79) aA | 159,45 (204,22) aA |
| Silte (g kg^{-1}) | chuvosa | 85,07 (37,23) aA | 80,40 (82,41) aA | 98,07 (47,56) aA |

Médias (desvio padrão) de atributos físicos do solo nas épocas chuvosa e seca. Letras minúsculas diferentes (destacadas em negrito) mostram diferenças entre fitofisionomias, enquanto letras maiúsculas distintas (destacadas em negrito e itálico) mostram diferenças entre épocas do ano.

Tabela 4. Propriedades químicas do solo em três fitofisionomias contrastantes do Cerrado.

| Análises | Época | Vereda | Cerrado | Mata Seca |
|--|---------|-------------------------|-------------------------|--------------------------|
| pH água (1 : 2,5) | Chuvosa | 5,20 (0,12) aA | 5,12 (0,33) aA | 5,43 (0,82) aA |
| | Seca | 4,75 (0,51) aA | 4,48 (0,35) aA | 5,02 (0,98) aA |
| Fósforo (mg kg ⁻¹) | Chuvosa | 3,03 (1,93) aA | 1,95 (0,68) aA | 3,53 (1,31) aA |
| | Seca | 1,72 (0,72) aA | 0,97 (1,21) aA | 2,22 (1,10) aA |
| Potássio (mg kg ⁻¹) | Chuvosa | 79,50 (30,80) aA | 29 (4,76) bA | 61,5 (30,38) aA |
| | Seca | 79,25 (40,42) aA | 36,25 (5,19) bA | 72,5 (28,57) aA |
| Cálcio (cmol _c kg ⁻¹) | Chuvosa | 0,60 (0,35) abA | 0,25 (0,06) bA | 1,80 (1,70) aA |
| | Seca | 0,70 (0,50) abA | 0,28 (0,05) bA | 2,58 (2,38) aA |
| Alumínio (cmol _c kg ⁻¹) | Chuvosa | 1,35 (0,45) aA | 0,77 (0,22) aA | 0,60 (0,80) aA |
| | Seca | 0,85 (0,58) aA | 0,72 (0,21) aA | 0,60 (0,77) aA |
| H+Al (cmol _c kg ⁻¹) | Chuvosa | 4,92 (0,39) bA | 6,21 (0,57) aA | 5,87 (0,68) abA |
| | Seca | 5,25 (0,39) aA | 5,95 (0,37) aA | 5,88 (0,71) aA |
| C.O. (dag kg ⁻¹) | Chuvosa | 3,13 (1,02) aA | 0,99 (0,41) bA | 1,57 (0,58) abA |
| | Seca | 3,17 (1,28) aA | 2,25 (2,69) aA | 1,65 (0,55) aA |
| Nitrogênio (%) | Chuvosa | 0,464 (0,310) aA | 0,088 (0,035) bA | 0,158 (0,035) abA |
| | Seca | 0,394 (0,235) aA | 0,096 (0,034) bA | 0,140 (0,076) bA |
| C:N | Chuvosa | 81,0 (31,2) aA | 113,0 (17,0) aA | 97,4 (12,9) aA |
| | Seca | 90,1 (21,6) aA | 88,4 (20,4) aA | 129,1 (32,1) aA |

Médias (desvio padrão) de atributos químicos do solo nas épocas chuvosa e seca. Letras minúsculas diferentes (destacadas em negrito) mostram diferenças entre fitofisionomias, enquanto letras maiúsculas distintas (destacadas em negrito e itálico) mostram diferenças entre épocas do ano.

2. Análise de Componentes Principais (PCA)

Para analisar as relações entre o tipo de fitofisionomia e as propriedades biológicas e físico-químicas do solo, uma análise de componentes principais (PCA) foi realizada para cada época (chuvosa/seca). A PCA revelou diferenças entre as fitofisionomias (Figura 6). As veredas foram separadas das áreas de cerrado *sensu stricto* e mata seca semidecídua em ambas as estações (Figuras 6a e 6b). Na época chuvosa o eixo 1 da PCA explicou 54,1% e o eixo 2 explicou 20,0% (Figura 6a).

A PCA da época chuvosa evidencia que os valores de pH, Ca, Mg e P são correlacionados positivamente com a mata seca semidecídua. Os valores de qMic foram correlacionados negativamente a vereda, enquanto os da respiração basal, CO, qCO₂, umidade, urease e nitrogênio foram positivamente. No cerrado *sensu stricto* os valores de qMic e H+Al foram correlacionados de forma positiva quando comparados com os das demais fitofisionomias (Figura 6a).

Na época seca eixo 1 da PCA explicou 44,0% enquanto o eixo 2 explicou 28,1% (Figura 6b). A PCA da época seca mostrou que os valores de H+Al positivamente correlacionados ao cerrado *sensu stricto* enquanto os valores das análises microbiológicas para esta fitofisionomia não foram. Os valores de Mg e teor de areia foram correlacionados positivamente com a mata seca semidecídua. Já as veredas apresentaram correlação positiva para as análises microbiológicas em geral (Figura 6b).

Embora as amostras de vereda tenham se ordenado de forma mais distante das outras amostras, ainda assim, é possível verificar nas duas épocas que as amostras de cerrado *sensu stricto* também tendem a se separar das amostras de mata seca semidecídua. Assim, a PCA de ambas as épocas revelou um agrupamento de amostras de fitofisionomias que seguem o gradiente de umidade do solo, carbono orgânico e atividade biológica, sendo a vereda com os maiores valores, o cerrado *sensu stricto* com os menores e a mata seca semidecídua com valores intermediários (Figuras 6a e 6b).

3. Análise de Redundância (RDA)

A análise de redundância (RDA) com variáveis explicativas (atributos químicos e físicos do solo) e variáveis resposta (atributos biológicos do solo) foi realizada visando descartar a colinearidade entre variáveis explicativas e revelar quais delas são discriminadoras de fitofisionomia.

Na época chuvosa foram selecionados CO, N, pH, P, Argila e Silte (Teste de Monte-Carlo, $p = 0,026$ para o primeiro eixo e $p = 0,036$ para a soma dos eixos). O eixo 1 explicou 39,5% da variabilidade dos dados enquanto o eixo 2 explicou 12,4% (Figura 7a). Na época seca foram selecionados CO, N, pH, P, Argila, Silte, Umidade do solo e K. (Teste de Monte-Carlo, $p = 0,010$ para o primeiro eixo e $p = 0,006$ para a soma dos eixos). O eixo 1 explicou 43,6% da variabilidade dos dados e o eixo 2 explicou 25,1% (Figura 7b).

Assim como a PCA, a RDA revela a separação entre as amostras de vereda e as demais fitofisionomias. As veredas foram negativamente correlacionadas às áreas de cerrado *sensu stricto* e mata seca semidecídua em ambas as épocas.

Visando confirmar os resultados da RDA, realizou-se a análise de correlação de Pearson, onde, na época chuvosa a respiração basal, qCO_2 , arilsulfatase, urease, fosfatase, FDA, carbono orgânico e nitrogênio foram correlacionados positivamente às veredas. O cerrado *sensu stricto* correlacionado positivamente com o $qMic$ e negativamente com a fosfatase e o carbono orgânico. Já a mata seca semidecídua apresentou correlação negativa com a FDA (Tabela 5a). Além disso, carbono da biomassa, qCO_2 , arilsulfatase, fosfatase, FDA, carbono orgânico e nitrogênio se correlacionam positivamente com a respiração basal. O nitrogênio também apresentou correlação positiva com carbono da biomassa, qCO_2 , arilsulfatase, fosfatase, FDA e carbono orgânico (Tabela 5a). Na época chuvosa, os valores de K, Ca, Areia, $H+Al$, Al, Mg e umidade não foram utilizados na RDA nem na correlação de Pearson pois foram colineares.

Na época seca a mata semidecídua não apresentou correlação significativa com nenhuma das análises. O cerrado *sensu stricto* apresentou correlação negativa com a β -glicosidase, urease, FDA e potássio. Enquanto a vereda apresentou correlação positiva com fosfatase, urease, FDA, nitrogênio e umidade, e negativa com a respiração basal, que se correlacionou positivamente com o qCO_2 , β -glicosidase, arilsulfatase, fosfatase, urease, FDA e nitrogênio (Tabela 5b). Na época seca, os valores de Ca, Areia, $H+Al$, Al e Mg não foram utilizados na RDA nem na correlação de Pearson pois foram colineares.

As variáveis que indicaram e discriminaram fitofisionomias na época chuvosa foram:

respiração basal, qCO_2 , $qMic$, atividade de arilsulfatase, fosfatase, urease, FDA, COT e teor nitrogênio. Enquanto que, na época seca foram: respiração basal, atividade de β -glicosidase, fosfatase, urease, FDA, potássio, teor nitrogênio e umidade. Portanto, a RDA em conjunto com a correlação de Pearson confirmou que a respiração basal microbiana (CO_2), atividades da fosfatase, urease, FDA e teor de nitrogênio (N) mostraram-se como discriminadoras de fitofisionomia tanto para a época seca como para a chuvosa (Figura 7, Tabela 5ab).

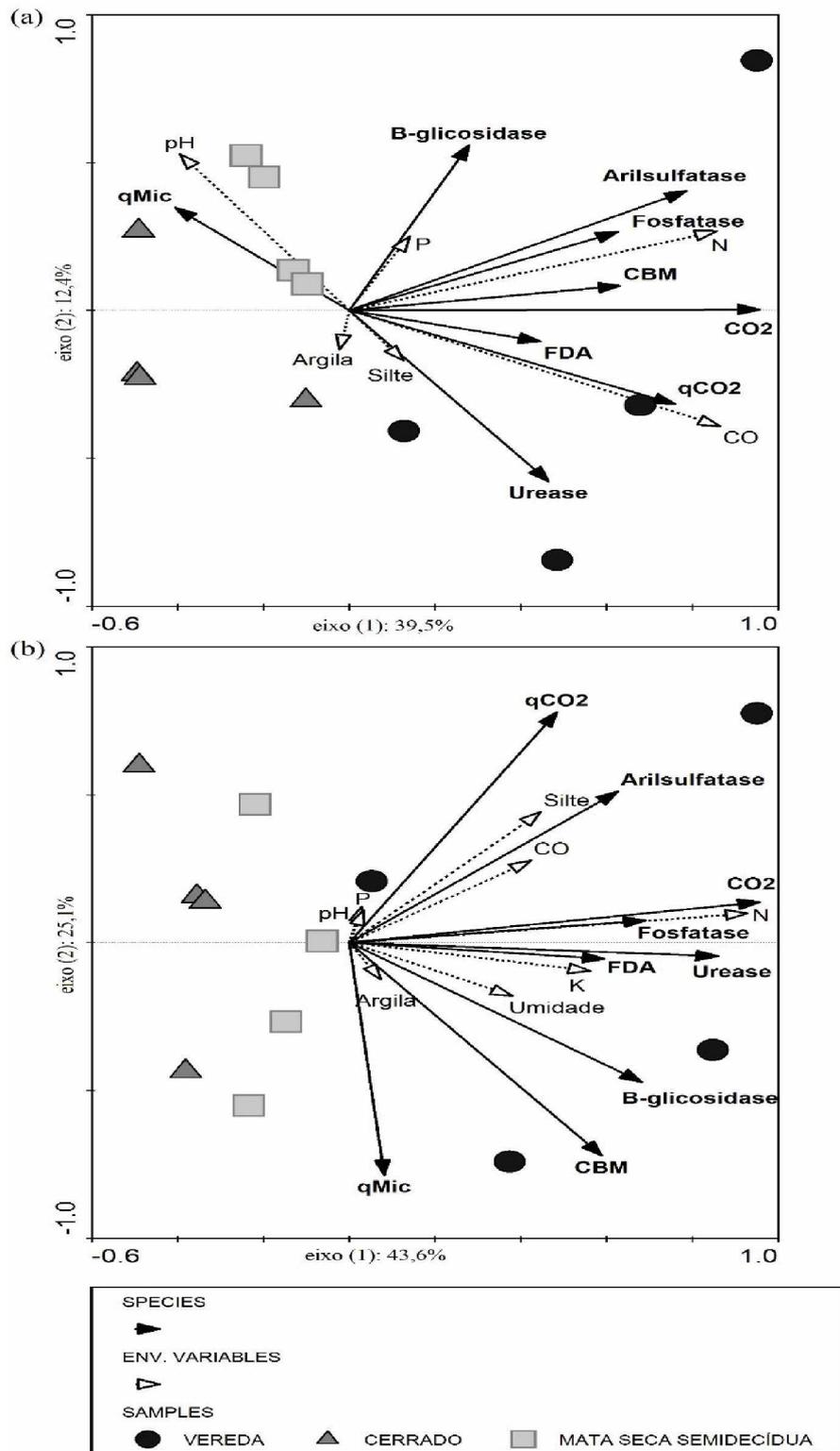


Figura 7. Análise de Redundância, triplot contendo fitofisnomias: cerrado *sensu stricto*, mata seca semidecídua e vereda, (a) época chuvosa; (b) época seca. FDA - atividade de hidrólise do diacetato de fluoresceína; CBM - carbono da biomassa microbiana; CO - carbono orgânico total; CO₂ - respiração microbiana; qCO₂ - quociente metabólico; qMic - quociente microbiano; Umidade - teor de umidade; Fosfatase - atividade fosfatase; Urease - atividade urease; Arilsulfatase - atividade arilsulfatase; B-glicosidase - atividade β-glicosidase; K - teor de potássio; P - teor de fósforo; pH - valor do pH; N - teor de nitrogênio; Argila - teor de argila; Silte - teor de silte.

Tabela 5a. Coeficientes de Pearson ponto bisserial entre atributos do solo e diferentes tipos de fitofisionomias de Cerrado em épocas de chuva e seca.

| Atributos | Época chuvosa | | | | | | | | | | | | | | | | |
|------------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|------------------|-------|---------------|--------------|---------------|---------------|---------------|---------------|-------|-------|-------|---------------|
| | VER | CER | MSS | Resp | CBM | qCO ₂ | qMic | Aril | Glic | Fosf | Ure | FDA | Arg | Silt | pH | P | COT |
| Resp | 0.79** | -0.42 | -0.37 | | | | | | | | | | | | | | |
| CBM | 0.40 | -0.30 | -0.09 | 0.76** | | | | | | | | | | | | | |
| qCO ₂ | 0.95** | -0.51 | -0.43 | 0.75** | 0.30 | | | | | | | | | | | | |
| qMic | -0.45 | 0.59* | -0.13 | -0.16 | 0.22 | -0.15 | | | | | | | | | | | |
| Aril | 0.60* | -0.46 | -0.14 | 0.92** | 0.73** | 0.57* | -0.07 | | | | | | | | | | |
| Glic | 0.20 | -0.56 | 0.35 | 0.28 | 0.36 | 0.15 | 0.05 | 0.49 | | | | | | | | | |
| Fosf | 0.70* | -0.68* | -0.02 | 0.78** | 0.76** | 0.65* | -0.21 | 0.75** | 0.55 | | | | | | | | |
| Ure | 0.69* | -0.45 | -0.24 | 0.31 | 0.21 | 0.57 | -0.54 | 0.06 | 0.06 | 0.52 | | | | | | | |
| FDA | 0.58* | 0.05 | -0.64* | 0.75** | 0.64* | 0.44 | 0.25 | 0.64* | 0.07 | 0.56 | 0.23 | | | | | | |
| Arg | -0.29 | -0.03 | 0.32 | -0.13 | 0.37 | -0.29 | 0.02 | -0.19 | -0.18 | 0.14 | 0.19 | -0.15 | | | | | |
| Silt | -0.03 | -0.10 | 0.14 | 0.07 | 0.29 | 0.08 | -0.11 | -0.01 | -0.18 | 0.15 | 0.12 | -0.23 | 0.72** | | | | |
| pH | -0.07 | -0.19 | 0.26 | -0.06 | -0.27 | -0.02 | 0.01 | 0.12 | 0.53 | -0.18 | -0.41 | -0.33 | -0.67* | -0.44 | | | |
| P | 0.09 | -0.45 | 0.35 | -0.06 | -0.17 | -0.01 | -0.31 | 0.09 | 0.65* | 0.14 | 0.19 | -0.14 | -0.33 | -0.55 | 0.53 | | |
| COT | 0.79** | -0.58* | -0.21 | 0.76** | 0.65* | 0.69* | -0.44 | 0.56 | 0.17 | 0.72** | 0.74** | 0.48 | 0.18 | 0.20 | -0.25 | 0.10 | |
| N | 0.71** | -0.46 | 0.24 | 0.98** | 0.81** | 0.66* | -0.13 | 0.95** | 0.35 | 0.80** | 0.24 | 0.72** | -0.06 | 0.08 | -0.05 | -0.01 | 0.74** |

VER - vereda, CER - cerrado *sensu stricto*; MSS - mata seca semidecídua. Resp - respiração basal microbiana, CBM - carbono da biomassa microbiana, qCO₂ - quociente metabólico, qMic - quociente microbiano, Aril - atividade arilsulfatase, Glic - atividade β-glicosidase, Fosf - atividades fosfatase, Ure - atividade urease, FDA - atividade hidrólise do diacetato de fluoresceína, Arg - teor de argila, Silt - teor de silte, pH - valor do pH, P - teor de fósforo, COT - teor de carbono orgânico, N - teor de nitrogênio. Fonte em negrito indica correlações significantes: * P < 0.05; ** P < 0.01.

Tabela 5b. Coeficientes de Pearson ponto bisserial entre atributos do solo e diferentes tipos de fitofisionomias de Cerrado em épocas de chuva e seca.

| | | Época seca | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|------------------|---------------|---------------|-------|---------------|---------------|------------------|-------|---------------|--------------|---------------|---------------|---------------|--------|-------|--------------|-------|------|-------|------|
| Atributos | VER | CER | MSS | Resp | CBM | qCO ₂ | qMic | Aril | Glic | Fosf | Urease | FDA | Argila | Silte | pH | P | K | COT | N |
| Resp | 0.69* | -0.45 | -0.24 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| CBM | 0.54 | -0.43 | -0.10 | 0.46 | | | | | | | | | | | | | | | |
| qCO ₂ | 0.41 | -0.30 | -0.11 | 0.67* | -0.23 | | | | | | | | | | | | | | |
| qMic | 0.02 | 0.05 | -0.07 | -0.16 | 0.56 | -0.59* | | | | | | | | | | | | | |
| Aril | 0.52 | -0.34 | -0.18 | 0.71** | 0.12 | 0.80** | -0.17 | | | | | | | | | | | | |
| Glic | 0.50 | -0.69* | 0.18 | 0.65* | 0.84** | 0.03 | 0.29 | 0.34 | | | | | | | | | | | |
| Fosf | 0.78** | -0.41 | -0.36 | 0.94** | 0.61* | 0.51 | 0.02 | 0.63* | 0.69* | | | | | | | | | | |
| Ure | 0.96** | -0.58* | -0.37 | 0.68* | 0.59* | 0.42 | 0.11 | 0.61* | 0.57 | 0.76** | | | | | | | | | |
| FDA | 0.83** | -0.61* | -0.22 | 0.64* | 0.59* | 0.35 | -0.14 | 0.39 | 0.53 | 0.66* | 0.81** | | | | | | | | |
| Arg | -0.04 | 0.03 | 0.01 | 0.16 | 0.26 | 0.01 | 0.01 | -0.07 | 0.02 | 0.07 | 0.02 | 0.25 | | | | | | | |
| Silt | 0.25 | -0.16 | -0.09 | 0.48 | -0.03 | 0.69* | -0.27 | 0.47 | -0.06 | 0.41 | 0.32 | 0.36 | 0.49 | | | | | | |
| pH | 0.00 | -0.31 | 0.31 | -0.10 | -0.27 | 0.15 | -0.19 | 0.28 | 0.10 | -0.16 | 0.06 | -0.20 | -0.54 | -0.42 | | | | | |
| P | 0.05 | -0.45 | 0.40 | 0.07 | 0.16 | -0.01 | -0.14 | -0.01 | 0.44 | 0.07 | 0.02 | 0.12 | -0.49 | -0.40 | 0.30 | | | | |
| K | 0.37 | -0.59* | 0.22 | 0.38 | 0.30 | 0.36 | 0.08 | 0.70** | 0.59* | 0.40 | 0.54 | 0.23 | -0.23 | 0.09 | 0.61* | 0.24 | | | |
| COT | 0.35 | -0.04 | -0.30 | 0.49 | 0.23 | 0.31 | -0.45 | 0.36 | 0.27 | 0.41 | 0.27 | 0.53 | 0.10 | 0.02 | -0.04 | 0.28 | 0.09 | | |
| N | 0.71** | -0.44 | -0.27 | 0.96** | 0.59* | 0.54 | -0.06 | 0.62* | 0.64* | 0.92** | 0.71** | 0.73** | 0.35 | 0.49 | -0.20 | -0.06 | 0.32 | 0.49 | |
| Umid | 0.63* | -0.17 | -0.46 | 0.12 | 0.37 | 0.00 | 0.20 | 0.01 | 0.16 | 0.36 | 0.62* | 0.44 | -0.01 | 0.24 | -0.23 | -0.05 | 0.13 | -0.10 | 0.17 |

VER - vereda, CER - cerrado *sensu stricto*; MSS - mata seca semidecídua. Resp - respiração basal microbiana, CBM - carbono da biomassa microbiana, qCO₂ - quociente metabólico, qMic - quociente microbiano, Aril - atividade arilsulfatase, Glic - atividade β- glicosidase, Fosf - atividades fosfatase, Ure - atividade urease, FDA - atividade hidrólise do diacetato de fluoresceína, Arg - teor de argila, Silt - teor de silte, pH - valor do pH, P - teor de fósforo, K - teor de potássio, COT - teor de carbono orgânico, N - teor de nitrogênio, Umid - teor de umidade. Fonte em negrito indica correlações significantes: * P < 0.05; ** P < 0.01.

DISCUSSÃO

Os micro-organismos atuam de forma direta em processos do solo, sendo importantes indicadores do funcionamento ecossistêmico e, portanto, da qualidade ambiental (TRAP et al., 2016). Assim, o conhecimento da comunidade microbiana do solo em fitofisionomias nativas é importante para a caracterização do ambiente, servindo como base de comparação quando se objetiva o monitoramento das funções em ecossistemas (MATOS et al., 2016). No presente trabalho, as análises realizadas em diferentes fitofisionomias do Cerrado foram capazes de mostrar que a microbiologia do solo diverge mesmo dentro de um único bioma, corroborando com o estudo de outras variáveis biológicas em áreas nativas de Cerrado (CASTRO et al., 2016). Essas diferenças na biomassa e em atividades microbianas no solo em áreas geograficamente próximas apontam que o potencial metabólico é distinto e revelam a importância de se proteger áreas contendo diferentes fitofisionomias nativas do Cerrado.

A respiração basal microbiana (CO₂), as atividades da fosfatase, urease, FDA e o nitrogênio (N) mostraram-se como variáveis discriminadoras de fitofisionomia na época seca e na chuvosa (Figura 7). Contudo, a análise de correlação de Pearson revela que a variável chave para explicar a atividade biológica é o nitrogênio (Tabela 5a e 5b) que depende do carbono orgânico total, o qual, por sua vez, é dependente da umidade do solo. Portanto, as variáveis indicadoras de fitofisionomias foram relacionadas positivamente ao teor de N e de matéria orgânica, sendo que nesse estudo, o gradiente de matéria orgânica é resultante da umidade do solo (Figuras 6 e 7). Esse resultado difere do encontrado no trabalho de Vinhal-Freitas et al. (2017), onde a classe textural do solo é que desempenha o papel chave na diferenciação dos sistemas de uso da terra.

Os solos de vereda se encontram em condição hidromórfica, o que resulta na acumulação residual de matéria orgânica, uma vez que a decomposição ocorre de forma mais lenta, devido ao baixo potencial de oxirredução que determina o metabolismo anaeróbico (SOUSA et al., 2011). Já a mata seca semidecídua situa-se em solos aerados, mas com maior fertilidade e teor de matéria orgânica quando comparados aos solos de cerrado *sensu stricto* (DINIZ e SOUSA, 2011). Então, considerando que os métodos padrões aqui utilizados secam previamente o solo ao ar, os solos de vereda foram modificados para uma condição aeróbica. Essa condição de maior potencial de oxirredução, juntamente com o maior teor de matéria orgânica e nitrogênio nesses solos, resultou em valores significativamente maiores para respirometria, atividade enzimática (fosfatase, urease, FDA) e biomassa microbiana

(MESSIAS et al., 2013) (Figura 7). O teor de nitrogênio já foi correlacionado às atividades microbianas e bioquímicas do solo em outros trabalhos (RATLIFF e FISK, 2016; ZHOU et al., 2014).

O alto teor de matéria orgânica e os resultados de maior potencial de atividade e crescimento microbianos em solos de vereda, indicam que a mudança de uso de terras de vereda, principalmente quando se considera a drenagem, ocasiona a degradação do solo e emissão de gases do efeito estufa (SOUSA et al., 2015). Nesse sentido, é importante destacar a vereda também como um reservatório estável de carbono. Estudos de datação por C^{14} revelam idades do material depositado de aproximadamente 18,5 mil anos em 400 cm (PIRES et al., 2016), 20 mil anos em 380 cm de profundidade na turfa da vertente de uma vereda (MELO JÚNIOR, 2015) e até 30 mil anos de início de acúmulo de turfa (BARBERI et al., 2000). A estabilidade desse estoque de carbono acaba-se facilmente em condições de drenagem e exposição do solo a potenciais de oxirredução maiores, devido ao aumento de atividade biológica do solo visto no presente trabalho.

Além do potencial de oxirredução, a qualidade e a quantidade de matéria orgânica influenciam na atuação dos micro-organismos do solo (BOWLES et al., 2014). Uma vez que o teor e o tipo de matéria orgânica dos solos podem ser influenciados pela época chuvosa e seca, diferenças nas atividades biológicas também podem variar sazonalmente (CASTRO et al., 2016). Essa variação sazonal pôde ser observada com a maior atividade das enzimas arilsulfatase sob vereda, fosfatase sob mata seca semidecídua e FDA sob cerrado *sensu stricto* na época chuvosa. Essa maior atividade microbiana pode ser explicada pela maior disponibilidade de água no solo (COSTA et al., 2015) e pelos exsudatos produzidos pelas raízes novas e finas que se proliferam na época chuvosa. Já na época seca, há maior deposição de matéria orgânica na forma de folhas e ramos mortos (COSTA et al., 2015; MALHEIROS, 2016; VILLA et al., 2016). Com essa variação sazonal de qualidade de matéria orgânica que entra no solo, algumas variáveis biológicas do solo são estimuladas diferencialmente dependendo da época. E é provável que algumas populações de micro-organismos entrem em estado de dormência ou formem de propágulos resistentes na época seca e posteriormente voltam a se reestabelecer na época chuvosa (CASTRO et al., 2016).

Os menores valores de biomassa e atividade biológica em solos de cerrado *sensu stricto* podem ser devidos à baixa fertilidade, por exemplo, com acidez potencial ($H+Al$) mais alta que os demais (Figura 6). A acidez no solo diminui a disponibilidade de nutrientes no solo (BAMBOLIM et al., 2015; WEIL e BRADY, 2016). Isso afeta diretamente os micro-

organismos, mas também resulta em baixa produção vegetal, menor deposição de matéria orgânica e, conseqüentemente, menor massa e atividade microbiológica no solo (FAGERIA e STONE, 1999).

Por outro lado, a ocorrência de matas secas semidecíduas é explicada pela maior fertilidade do solo em relação aos solos das fitofisionomias savânicas (DINIZ e SOUSA, 2011), como cerrado *sensu stricto*. Portanto, a maior fertilidade e entrada de matéria orgânica no solo explicariam os valores de biomassa microbiana e atividades microbianas maiores em mata seca semidecídua em comparação com o cerrado *sensu stricto*.

Dessa forma, os solos apresentam atividade biológica na seguinte ordem crescente: cerrado *sensu stricto*, mata seca semidecídua e vereda, esta nitidamente mais distante na ordenação da RDA em relação às outras duas fitofisionomias (Figura 7). Apesar de a RDA mostrar as correlações entre variáveis biológicas e ambientais, o uso da PCA também foi útil para discriminar as três fitofisionomias quando se utilizam todo o conjunto de variáveis biológicas, químicas e físicas do solo (Figura 6).

CONCLUSÃO

Pelo melhor que conhecemos, esse é um dos poucos trabalhos com microbiologia do solo sob vegetação exclusivamente nativa do Cerrado que apresenta repetições verdadeiras de fitofisionomias; isto é, áreas separadas geograficamente, mas com semelhanças na comunidade vegetal. Entre as três fitofisionomias contrastantes, conclui-se que os solos de vereda são os que mais diferenciam, apresentando maiores valores para as variáveis da microbiota do solo, o que pode ser explicado pelos maiores teores de nitrogênio e matéria orgânica. No entanto, as variáveis discriminadoras das fitofisionomias nativas do Cerrado foram CO₂, fosfatase, urease, FDA e N. Os achados aqui são importantes para construção da base de informações ecológicas do Cerrado, com utilidade de comparações, monitoramento e planejamento do uso de recursos naturais desse bioma ameaçado.

REFERENCIAL BIBLIOGRÁFICO

ARAÚJO, A. S. F et al. Biological properties of disturbed and undisturbed Cerrado *sensu stricto* from Northeast Brazil. **Braz. J. Biol.**, v.77, n.1, p.16-21, 2017.

ARAÚJO, A. S. F et al. Fungal diversity in soils across a gradient of preserved Brazilian Cerrado. **Journal of Microbiology**, v.55, n.4, p.273-279, 2017.

ARAÚJO, A. S. F; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Biosci. J.**, Uberlândia, v.23, n.3, p.66-75, jul./set., 2007.

ARAÚJO, E. A et al. Qualidade do solo: conceitos, indicadores e avaliação. **Revista Brasileira de Tecnologia Aplicada nas Ciências Agrárias**, Guarapuava-PR, v.5, n.1, p.187-206, 2012.

ARAÚJO, G. M et al. Composição florística de veredas no Município de Uberlândia, MG. **Revista Brasil. Bot.**, v.25, n.4, p.475-493, dez., 2002.

ARNOLD, C et al. Decomposition of distinct organic matter pools is regulated by moisture status in structured wetland soils. **Soil Biology & Biochemistry**, v.81, p.28-37, 2015.

BAMBOLIM, A et al. Calcário líquido e calcário convencional na correção da acidez do solo. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia-MS, v.2, n.3, p.34-38, jul./set., 2015.

BARBERI, M et al. Paleovegetation and paleoclimate of “vereda de águas emendadas”, central Brazil. **Journal of South American Earth Sciences**, v.13, p.241-254, 2000.

BERG, G; SMALLA, K. Plant species and soil type cooperatively shape the structure and function of microbial communities in the rhizosphere. **FEMS microbiology ecology**, v.68, n.1, p.1-13, 2009.

BITTAR, I. M. B.; FERREIRA, A. S.; CORRÊA, G. F. Influência da textura do solo na atividade microbiana, decomposição e mineralização do carbono de serapilheira de sítios do bioma cerrado sob condições de incubação. **Biosci. J.**, Uberlândia, v.9, n.6, p.1952-1960, nov./dez., 2013.

BORDIM, S et al. Microscópicos e eficientes: importância dos micro-organismos no ambiente ruminal. **Revista Brasileira de Zootecias**, ISSN 1517-6770, 17(2): 28-30. 2016.

BOWLES, T. M et al. Soil enzyme activities, microbial communities, and carbon and nitrogen availability in organic agroecosystems across an intensively-managed agricultural landscape. **Soil Biology & Biochemistry**, 68, p.252-262, 2014.

CAETANO, J. O et al. Indicadores de qualidade de um latossolo vermelho sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Gl. Sci Technol**, Rio Verde, v.6, n.1, p.26 – 39, jan./abr., 2013.

CAMPOS, S. A. C et al. Degradação ambiental agropecuária e seus determinantes em Minas Gerais. **Revista de Estudos Sociais**, p.1-17, 2017.

CARDOSO, E. et al. Mudanças fitofisionômicas no cerrado: 18 anos de sucessão ecológica na estação ecológica do Panga, Uberlândia - MG. **Caminhos de Geografia**, Uberlândia, v.10, n.32, p.254-268, dez., 2009.

CASTRO, A. P. et al. Microbial Diversity in Cerrado Biome (Neotropical Savanna) Soils. **PLOS ONE** 11(2):e0148785.doi:10.1371/journal.pone.0148785, February 5, 2016.

COSTA, J. T. F et al. Avaliação da serapilheira em área de mata ciliar na bacia do rio Gurugúia sul do Piauí. **Revista Verde**, Pombal-PB, v.10, n.1, p.13-19, jan./mar., 2015.

DADALTO, J. P et al. Sistema de preparo do solo e sua influência na atividade microbiana. **Eng. Agríc.**, Jaboticabal, v.35, n.3, p.506-513, maio/jun., 2015.

DELGADO-BAQUERIZO, M et al. Microbial diversity drives multifunctionality interterrestrial ecosystems. **Nature Communications** | DOI: 10.1038/ncomms10541, 2016.

DICK, G.; SCHUMACHER, M. V. Relações entre solo e fitofisionomias em florestas naturais. **Ecologia e Nutrição Florestal**, Santa Maria-RS, v.3, n.2, p.31-39, mai./ago., 2015.

DINIZ, L. T et al. Alterações microbianas e químicas de um gleissolo sob macaubeiras nativas em função da variação sazonal e espacial. **Biosci. J.**, Uberlândia, v.30, n.3, p.750- 762, mai./jun., 2014.

DINIZ, V. S. S; SOUSA, T. D. Levantamento florístico e fitossociológico de mata seca semidecídua em área de reserva legal do município de Diorama, região oeste de Goiás, Brasil. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer - Goiânia, vol.7, n.12, 2011.

DODD, M. S et al. Evidence for early life in Earth's oldest hydrothermal vent precipitates. **Nature**, doi:10.1038/nature21377, 543, p.60-64, 2017.

DORAN, J.W. & PARKIN, T.B. Defining and assessing soil quality. In: DORAN, J.W.; COLEMAN, D.C.; BEZDICEK, D.F. & STEWART, B.A., eds. Defining soil quality for a sustainable environment. Madison, SSSA, p.1-20, 1994.

EVANGELISTA, C. R et al. Atributos microbiológicos do solo na cultura da cana-de-açúcar sob manejo orgânico e convencional. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.34, n.4, p.1549-1562, jul./ago., 2013.

FAGERIA, N. K; STONE, L. F. Manejo da acidez dos solos de cerrado e de várzea do Brasil. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, v.92, p.42, 1999.

FERREIRA, E. A. B et al. Carbon stocks in compartments of soil organic matter 31 years after substitution of native cerrado vegetation by agroecosystems. **Rev. Bras Cienc. Solo**, v.40: e0150059, 2016.

GREEN, V. S.; STOTT, D. E.; DIACK, M. Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: optimization for soil samples. **Soil Biology and Biochemistry**, v.38, n.4, p.693- 701, 2006.

HORWATH, W. R. The Role of the Soil Microbial Biomass in Cycling Nutrients. In Microbial Biomass: A Paradigm Shift in Terrestrial Biogeochemistry, World Scientific, p.41-66, 2017.

JENKINSON, D. S; LADD, J. N Microbial biomass in soil. Measurement and turnover. In: PAUL, E.A.; LADD, J.N. (Ed.). **Soil biochemistry**. New York: Dekker, p.415-471, 1981.

JUNIOR, B. H. M; HARIDASAN, M. Comparação da vegetação arbórea e características edáficas de um cerradão e um cerrado *sensu stricto* em áreas adjacentes sobre solo distrófico no leste de Mato Grosso, Brasil. **Acta bot. bras.**, 19(4), p.913-926, 2005.

KANDELER, E.; GERBER, H. Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. **Biology and fertility of Soils**, Springer, Berlin, DE, v.6, n.1, p.68-72, 1988.

KLINK, C. A.; MOREIRA, A. G. Past and current human occupation and land-use. In: P. S. Oliveira & R. J. Marquis (eds.). *The Cerrado of Brazil. Ecology and natural history of a neotropical savanna*. Columbia University Press, New York, p.69-88, 2002.

LEVY-BOOTH, D. J et al. Microbial functional genes involved in nitrogen fixation, nitrification and denitrification in forest ecosystems. **Soil Biology & Biochemistry**, 75 p.11-25, 2014.

LIMA, L. C. M et al. Práticas de manejo e conservação do solo: Percepção de agricultores da Região Semiárida pernambucana. **Revista Verde**, v.11, n.4, p.148-153, 2016.

LOCEY, K. J; LENNON, J. T. Scaling laws predict global microbial diversity. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.113, n.21, p.5970-5975, 2016.

LOPES, A. S. Soils under cerrado: a success story in soil management. **Better Crops International**, v.10, n.2, November 1996.

LOPES, A. S; COX, F. R. A survey of the fertility status of surface soils under “Cerrado” vegetation in Brazil. **Soil Science Society of America Journal**, v.41, n.4, p.742-747, 1977.

MALHEIROS, R. A influência da sazonalidade na dinâmica da vida no bioma cerrado. **Revista Brasileira de Climatologia**, v.19, p. 113-128, jul./dez., 2016.

MANHAES, C, M. C; FRANCELINO, F, M. A. Biota do solo e suas relações ecológicas com o sistema radicular. **Nucleus**, v.10, n.2, out., 2013.

MARSCHNER, P et al. Rhizosphere interactions between microorganisms and plants govern iron and phosphorus acquisition along the root axis - model and research methods. **Soil Biology & Biochemistry**, 43, p.883-894, 2011.

MATOS, E. R et al. Ecologia microbiana. In: *Microbiologia do solo*. Cardoso, E. J. B. N; Andreote F. D. Piracicaba: ESALQ, 2ª edição, 2016.

MATOS, P. F; PESSÔA, V. L. S. A apropriação do cerrado pelo agronegócio e os novos usos do território. **CAMPO-TERRITÓRIO: revista de geografia agrária**, v.9, n.17, p.6-26, abr., 2014.

MELO JÚNIOR, H. B. Paleoturfa associada à evolução da drenagem/paisagem em uma vertente de vereda no Triângulo Mineiro. 71p. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2015.

MENDES, I. C. et al. Bioindicadores de qualidade de solo: dos laboratórios de pesquisa para o campo. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, Brasília, v.32, n.1/2, p.185- 203, 2015.

MESSIAS, I. A. M et al. Monitoramento contínuo do potencial redox e de variáveis complementares em ambiente hipersazonal no pantanal norte. **R. Bras. Ci. Solo**, 37, p.632-639, 2013.

MYERS, N et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v.403, 24 February 2000.

NANNIPIERI, P et al. Microbial diversity and soil functions. **European Journal of Soil Science**, v.54, n.4, p.655-670, 2003.

NATH, M et al. Reactive oxygen species generation-scavenging and signaling during plant-arbuscular mycorrhizal and *Piriformospora indica* interaction under stress condition. **Frontiers in Plant Science**, v.7, article.1574, oct., 2016.

OLIVEIRA, A. L. M et al. Aplicações da biodiversidade bacteriana do solo para a sustentabilidade da agricultura. **BBR - Biochemistry and Biotechnology Reports**, v.3, n.1, p.56-77, jan./jul., 2014.

OLIVEIRA, W. R. D et al. Dynamics of soil microbiological attributes under integrated production systems, continuous pasture, and native cerrado. **Pesq. Agropec. Bras.**, Brasília, v.51, n.9, p.1501-1510, set, 2016.

PEDRÓS-ALIÓ, C; MANRUBIA, S. The vast unknown microbial biosphere. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.113, n.24, p.6585- 6587, 2016.

PIRES, G. L. P et al. Palinologia da vereda Juquinha/Cuba, parque estadual da Serra do Cabral, Minas Gerais, Brasil. **Rev. Bras. Paleontol.**, v.19, n.1, p.95-110, jan./abr., 2016.

RATLIFF, T. J; FISK, M. C. Phosphatase activity is related to N availability but not P availability across hardwood forests in the northeastern United States. **Soil Biology and Biochemistry**, v.94, p.61-69, 2016.

RATTER, J. A; RIBEIRO, J. F. Biodiversity of the flora of the cerrado. In: Pereira RC, Nasser LCB, eds. Anais: Proceedings of the VIII Simpósio sobre o cerrado/1st Internat. Symposium on Tropical Savannas. Planaltina, DF, Brazil: EMBRAPA/CPAC: 3-6, 1996.

SANTOS, M. A. et al. Minas Gerais e o marco inicial da ocupação do cerrado brasileiro: o papel do estado. **REDES - Rev. Des. Regional**, Santa Cruz do Sul, v.19, n.1, p.261-275, jan./abr., 2014.

SATYAPRAKASH, M et al. Phosphorous and phosphate solubilising bacteria and their role in plant nutrition. **Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci**, v.6, n.4, p.2133-2144, 2017.

SHIOMI, H. F et al. Bioprospecção de isolados bacterianos para o controle biológico do mofo branco na soja. **Scientific Eletronic Archives**, v.10, n.2, abr., 2017.

SILVA, F. C. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. In: Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, Distrito Federal, 2009.

SILVA, G. V. C et al. Respiração do solo de uma área revegetada de cerrado, em Cuiabá - MT. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v.38 n.1, p.434-442, jan./abr., 2016.

SILVA, R. B. M et al. Relação solo/vegetação em ambiente de cerrado sobre influência do grupo urucúia. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.25, n.2, p.363-373, abr./jun., 2015.

SOUSA, R. F et al. Matéria orgânica e textura do solo em veredas conservadas e antropizadas no bioma Cerrado. **R. Bras. Eng. Agríc. e Ambiental**, Campina Grande- PB, v.15, n.8, p.861-866, 2011.

SOUSA, R. F et al. Soil microbial biomass and activity in wetlands located in preserved and disturbed environments in the cerrado biome. **Biosci. J.**, Uberlândia, v.31, n.4, p.1049-1061, jul./aug., 2015.

SOUZA, R. C et al. Shifts in taxonomic and functional microbial diversity with agriculture: How fragile is the Brazilian Cerrado?. **BMC Microbiology**, 2016.

STOTZKY, G. Microbial respiration. Methods of Soil Analysis. Part 2. **Chemical and Microbiological Properties**, Soil Science Society of America, Madison, p.1550-1572, 1965.

TABATABAI, M. A. Soil enzymes. In: Weaver, R. W.; Angle, S.; Bottomley, P.S.; Bezdicek, D.; Smith, S.; Tabatabai, A. (ed.) Methods of Soil Analysis. Part 2: Microbiological

and Biochemical Properties. Soil Science Society of America, p.778- 833, 1994.

TORSVIK, V; ØVREÅS, L. Microbial diversity and function in soil: from genes to ecosystems. **Current opinion in microbiology**, v.5, n.3, p.240-245, 2002.

TRAP, J et al. Ecological importance of soil bacterivores for ecosystems functions. **Plant Soil**, v.398, p.1-24, 2016.

VANCE, E. D et al. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v.19, n.6, p.703-707, 1987.

VEZZANI, F. M. Solos e os serviços ecossistêmicos. **Revista Brasileira de Geografia Física**, v.8, número especial IV SMUD, p.673-684, 2015.

VILLA, E. B et al. Aporte de serapilheira e nutrientes em área de restauração florestal com diferentes espaçamentos de plantio. **Flor@m: Floresta e Ambiente** <http://dx.doi.org/10.1590/2179-8087.067513>., 2016.

VINHAL-FREITAS, I. C et al. Soil textural class plays a major role in evaluating the effects of land use on soil quality indicators. **Ecological Indicators**, 74, p.182-190, 2017.

WAHSHA, M et al. Microbial enzymes as an early warning management tool for monitoring mining site soils. **Catena**, 148, p.40-45, 2017.

WEIL, R. R.; BRADY, N. C. **The nature and properties of soils**. Pearson, 2016.

ZHOU, L et al. Different responses of soil respiration and its components to nitrogen addition among biomes: a meta-analysis. **Glob Change Biol**, v.20, p.2332–2343, 2014.