

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

Michelle Alves Coelho

BIOINDICADORES E DIVERSIDADE DE BACTÉRIAS EM ENSAIOS COM
BIOCHAR E COMPOSTO ORGÂNICO COMBINADOS COM NITROGÊNIO E
INIBIDOR DE UREASE

Dissertação de Mestrado

Uberlândia, MG
2016

MICHELLE ALVES COELHO

BIOINDICADORES E DIVERSIDADE DE BACTÉRIAS EM ENSAIOS COM
BIOCHAR E COMPOSTO ORGÂNICO COMBINADOS COM NITROGÊNIO E
INIBIDOR DE UREASE

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. Adão de Siqueira Ferreira

Co-orientador

Prof. Dr. Lucas Carvalho Basilio de Azevedo

Uberlândia, MG
2016

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

- C672b
2016
- Coelho, Michelle Alves, 1980-
Bioindicadores e diversidade de bactérias em ensaios com biochar e composto orgânico combinados com nitrogênio e inibidor de urease / Michelle Alves Coelho. - 2016.
170 f. : il.
- Orientador: 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. 3. Fertilizantes nitrogenados - Teses. 4. Fosfatase ácida - Teses. I. Ferreira, Adão de Siqueira. II. Universidade Federal de Uberlândia, Programa de Pós-Graduação em Qualidade Ambiental. III. Título.

CDU: 574

MICHELLE ALVES COELHO

BIOINDICADORES E DIVERSIDADE DE BACTÉRIAS EM ENSAIOS COM
BIOCHAR E COMPOSTO ORGÂNICO COMBINADOS COM NITROGÊNIO E
INIBIDOR DE UREASE

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”.

APROVADA em 26 de fevereiro de 2016.

Prof. Dr. Lucas Carvalho Basilio de Azevedo
(co-orientador)

UFU

Dra. Simone Cristina Braga Bertini

UFU

Dra. Ieda de Carvalho Mendes

EMBRAPA

Dra. Roberta Fusconi

DIKKA

Prof. Dr. Adão de Siqueira Ferreira
ICIAG-UFU
(Orientador)

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2016

DEDICO

Ao meu amor Bruno,

por ser meu eterno companheiro, vivendo ao meu lado todos os momentos alegres ou tristes, com carinho, paciência e dedicação, me ensinando todos os dias o verdadeiro significado da palavra AMOR.

À minha Mãe,

por ser essa Guerreira que sempre lutou para fazer o melhor por nós, e por me educar, auxiliar nos estudos e, acima de tudo, por me ensinar os maiores e verdadeiros valores da vida.

À minha família,

Darc, Dani, Tiago, Leandro e João Gabriel por acreditarem em mim desde o início, e por me apoiarem em todas as decisões e por dividirem comigo cada momento especial da minha vida.

A memória de minha querida vovó Dirce,

minha professora e mestre de vida, por todos os seus ensinamentos, carinho, dedicação e amor incondicional. Mesmo distante esta é mais uma conquista e um sonho que realizamos juntas!

Vocês são tudo de mais importante em minha vida.

Amo Vocês!

AGRADECIMENTOS

De todas as etapas da redação desta dissertação, o item Agradecimentos é certamente o mais desafiador, pois, embora não dependa de embasamento científico, é necessário exercitar a memória para não esquecer de retribuir em palavras a contribuição particular de cada pessoa ou instituição na realização desse trabalho. Assim, meus sinceros agradecimentos:

Em primeiro lugar agradeço a Deus por ser minha fortaleza e manifestar seu amor por mim em todos os meus fracassos e vitórias;

À empresa Geociclo Biotecnologia S/A pelo apoio financeiro, técnico e estrutural na realização deste trabalho e seus colaboradores, que sempre se dispuseram a me ajudar. Em especial, gostaria de agradecer ao Humberto, Carlos, Roberta, Henry e Vinícius pelo apoio técnico e ajuda intelectual e emocional;

À Universidade Federal de Uberlândia e ao Programa de Pós-Graduação em Qualidade Ambiental, pela oportunidade e apoio para prosseguir com meus estudos, também pela disponibilização de recursos e outras contribuições;

Ao Prof. Dr. Adão por ter me acolhido nesta pós-graduação, pela orientação, paciência, dedicação e comprometimento na realização deste trabalho, e também pela amizade, confiança e oportunidade de aprendizado e crescimento que me proporcionou. Eu realmente aprendi muito mais do que esperava neste mestrado. Muito obrigada!

Às minhas queridas amigas e companheiras de jornada de Trabalho Carol, Ionara e Liliane pela colaboração em todas as etapas deste trabalho e também por me apoiarem e entenderem os momentos em que foi necessário me ausentar da equipe. E também aos amigos Wallace, Buré, Edinho, Vinicius e Kadmiel. A todos vocês o meu muito obrigado por todas as horas árduas de trabalho no campo, casa de vegetação e laboratório. Além da grande ajuda vocês tornaram todos estes momentos mais especiais. Muito obrigada por tudo!

À querida amiga Roberta por todo apoio, companheirismo e incentivo em todos os momentos. Pelos anos de ensinamentos e muito aprendizado. Sou muito grata por ter compartilhado tantos anos profissionais ao seu lado, você contribuiu muito para minha formação não só profissional, mas também para meu desenvolvimento pessoal. Muito obrigada!

Aos Técnicos e secretários do ICIAG e também da Engenharia Ambiental por toda colaboração, empréstimo de material e orientação. E também pelas boas conservas de corredor e orientação;

Aos técnicos, Lara, Beatriz, Júlia, Eduardo, Manoel, Cida, e Aires por serem sempre prestativos quando solicitados, pelo auxílio e empréstimo de material;

Ao amigo Marco Aurélio que me ajudou e orientou durante todo o mestrado sempre disposto a ajudar, aconselhar. Você realmente faz a diferença! Muito obrigada!

À Profa. Dra Maria Amélia dos Santos e também ao Técnico Aires pelo empréstimo dos vasos para os experimentos em casa de vegetação, e outros materiais e também pela orientação e auxílio sempre que necessário;

Ao Prof. Dr. Carlos Machado dos Santos por ter gentilmente emprestado as bancadas na casa de vegetação. E ao técnico Eduardo por ter nos auxiliado sempre que necessário;

Aos professores Carlos Ueira, Ana Maria Bonetti e Luiz Ricardo Goulart por ter cedido água ultra-pura para os sequenciamentos enquanto nosso equipamento não chegava;

Ao Professor José Magno Queiroz Luz pela ajuda e empréstimo de materiais de laboratório e também pela orientação sempre que necessário;

Aos colegas e Amigos do Labas, Lamas e LAMIC pela ajuda, conselhos e orientações;

Agradecimento em especial ao Mirone Godina que me fez companhia por muitos feriados e finais de semana durante as longas jornadas de laboratório;

Às funcionárias da limpeza pela cordialidade, simpatia e presteza em auxiliar sempre que foi necessário;

Aos colegas da Pós por todos os momentos compartilhados, pela amizade e principalmente por todo conhecimento e troca de experiências. Foi muito valioso participar de uma turma tão interdisciplinar. Vou sentir saudades!

Aos Professores da Pós-Graduação em Qualidade Ambiental pelo conhecimento compartilhado nas disciplinas;

Ao professor Lucas pela co-orientação e também por aceitar compor a minha banca de defesa, apresentando valiosas contribuições para este trabalho;

À Dra. Roberta, Simone, e Ieda por aceitarem compor minha banca de defesa tenho certeza que suas contribuições serão valiosas;

À amiga que fiz neste mestrado Ana Carolina pela companhia no laboratório pelos muitos e engraçados momentos compartilhados e principalmente por ter me ajudado e pacientemente me instruído sobre a biologia molecular que até o início deste mestrado eu desconhecia;

À amiga Adriana que também conheci durante esse mestrado por sua simplicidade, simpatia e também por ter nos ajudado sempre que necessário tirando dúvidas de protocolos moleculares e nos orientando com boa vontade e disposição. Obrigada!

Ao Professor Luiz Fernando Wurdig Roesch pela orientação com as análises de bioinformática e protocolos da biologia molecular;

Ao Anthony que gentilmente se dispôs a vir a Uberlândia nos ajudar com os protocolos de sequenciamento. E também pela agradável companhia durante horas de trabalho no laboratório. Adorei conhecê-lo muito obrigada!

A minha querida família Mamãe Dirce, Darc, Dani, Tiago, Leandro e João Gabriel por todo amor, apoio, compreensão e incentivo em todos os momentos de minha vida. Vocês são os meus maiores presentes neste mundo! Amo muito vocês!

À minha amada vovó Dirce (*in memória*) uma Guerreira que sempre cuidou de todos nós com amor e carinho incondicional, por ter me ensinado os maiores valores da vida. Seus conselhos estão guardados em meu coração!

Ao meu noivo e amor Bruno por todo incentivo, amor e carinho em todos os momentos. Por compreender este momento de ausência e espera e principalmente por cuidar de mim de uma maneira tão especial e estar ao meu lado em todos os momentos difíceis que passei neste período. E também pela ajuda com as análises de bioinformática, sem você eu não conseguiria entender essa linguagem de outro mundo. Você é fundamental em minha vida!

Aos meus queridos amigos e familiares que estão sempre ao meu lado, pelo apoio, por todas as horas de boas risadas compartilhadas e principalmente por compreenderem minha ausência durante a realização deste mestrado;

A todos aqueles que de maneira direta ou indireta me ajudaram a trilhar este caminho e que acreditaram e desejaram este dia tanto quanto eu. Muito obrigada por me mostrarem que:

“Quem tem um amigo, mesmo que um só, não importa onde se encontre, jamais sofrerá de solidão, poderá morrer de saudades, mas não estará só”.

Amyr Klink

*“Mesmo quando tudo parece desabar, cabe a mim decidir entre rir ou chorar, ir ou
ficar, desistir ou lutar;
porque descobri, no caminho incerto da vida, que o mais importante é o decidir.”*

Cora Coralina

SUMÁRIO

RESUMO	I
ABSTRACT.....	II
INTRODUÇÃO	II
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	6
MATERIAL E MÉTODOS	34
RESULTADOS	49
DISCUSSÃO	73
CONCLUSÕES	91
REFERÊNCIAS.....	94

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Esquema da montagem do experimento de incubação dividido em 3 blocos contendo todos os tratamentos em 4 repetições cada. Os blocos foram desmontados por sacrifício em 5 dias (A), 14 dias (B) e 28 dias (C) de incubação. 37

FIGURA 2. Efeito da adição de fertilizante orgânico, biochar e fertilizantes organominerais na respiração microbiana do solo (RMS) durante 28 dias de incubação em condições de laboratório. Atividade microbiana pontual ao longo do período de incubação (A) e atividade microbiana pontual avaliada nos períodos 5, 14 e 28 dias de incubação (B). As barras indicadas em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). As legendas dos tratamentos são T1 – Controle; T2 – Biochar; T3 – Fertilizante orgânico; T4 – Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico +N+NBPT; T8 – Nitrogênio..... 50

FIGURA 3. Efeito da adição de fertilizante orgânico, biochar e fertilizantes organominerais na respiração microbiana do solo (RMS) durante 28 dias em condições de laboratório. Atividade microbiana acumulada (A) e atividade microbiana acumulada avaliada nos períodos 5, 14 e 28 dias de incubação (B). As barras indicadas em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). As legendas dos tratamentos são T1 – Controle; T2 – Biochar; T3 – Fertilizante orgânico; T4 – Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico +N+NBPT; T8 – Nitrogênio. 51

FIGURA 4. Carbono da biomassa microbiana (CBM) nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 52

FIGURA 5. Hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 –

Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 53

FIGURA 6. Atividade da enzima urease nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 54

FIGURA 7. Atividade da enzima desidrogenase nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 54

FIGURA 8. Atividade da enzima fosfatase nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 56

FIGURA 9. Atividade da enzima urease nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1 - Controle; T2 – Biochar; T3 – Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5 – Orgânico+N; T6 – Biochar+N+NBPT; T7 – Orgânico+N+NBPT; T8 – Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%. 56

FIGURA 10. Volatilização de NH_3 pontual nos diferentes tratamentos durante um período de 62 dias de incubação em condições de laboratório. As barras em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). 58

FIGURA 11. Volatilização de NH_3 acumulada nos diferentes tratamentos durante um período de 62 dias de incubação em condições de laboratório. As barras em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). 59

FIGURA 12. Abundância relativa dos filos observados em 5 dias (A) e 28 dias (B) de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio..... 60

FIGURA 13. Abundância relativa dos filos mais abundantes (frequências > 2%) em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2 - Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar + N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.. 61

FIGURA 14. Abundância relativa dos filos menos abundantes (frequências < 2%) em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2 - Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar + N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.. 62

FIGURA 15. Abundância relativa dos filos em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2 - Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar + N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio..... 64

FIGURA 16. Abundância relativa das comunidades bacterianas do solo observadas em 5 dias (A) e 28 dias (B) de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. 65

FIGURA 17. Abundância relativa a nível de filo das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido ($p\text{-valor} < 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio. 66

FIGURA 18. Abundância relativa em nível de gênero das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita

utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido ($p\text{-valor} < 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio..... 67

FIGURA 19. Abundância relativa em nível de família das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido ($p\text{-valor} < 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio..... 68

FIGURA 20. Análise de Coordenadas Principais (PCoA), baseada na matriz de distância UniFrac não ponderada para UTOs (Qiime), mostrando diferenças e similaridades entre as comunidades bacterianas do solo, em 28 dias de incubação, e diferentes tratamentos: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio..... 69

FIGURA 21. Análise de Coordenadas Principais (PCoA), baseada na matriz de distância UniFrac ponderada para UTOs (Qiime), mostrando diferenças e similaridades entre as comunidades bacterianas do solo, em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação, e diferentes tratamentos: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio..... 70

FIGURA 22. Proporção relativa das funções metabólicas das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido ($p\text{-valor} < 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio..... 71

FIGURA 23. Proporção relativa das funções metabólicas das comunidades bacterianas do solo classificadas em 28 dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança

de 95% calculado pelo método Welch's invertido ($p\text{-valor} < 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio..... 72

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. : Caracterização físico-química do resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar <i>in natura</i> , torta-de-filtro pirolisada (biochar) e torta-de-filtro compostada (composto orgânico).	35
TABELA 2. Distribuição dos tratamentos de biochar e composto orgânico combinado com nitrogênio em diferentes formulações (fontes) aplicado ao solo nos ensaios de incubação em condições de laboratório.	36
TABELA 3. Caracterização físico-química do solo utilizado nos ensaios de incubação, coletado na Fazenda Experimental do Glória no município de Uberlândia – MG	38
TABELA 4. Distribuição dos tratamentos biochar e orgânico combinado com nitrogênio em diferentes formulações (fontes) aplicado ao solo nos ensaios de incubação em condições de laboratório.	38
TABELA 5. Distribuição dos tratamentos com biochar e orgânico combinado em diferentes formulações de nitrogênio (fontes) utilizado no ensaio de monitoramento da volatilização de NH ₃ em condições de laboratório.	43

RESUMO

COELHO, MICHELLE ALVES. **Bioindicadores e diversidade de bactérias em ensaios com biochar e composto orgânico combinados com nitrogênio e inibidor de urease** 2016. 170p. Dissertação (Mestrado em Qualidade Ambiental) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia – MG.¹

A comunidade microbiana do solo é um dos componentes funcionais mais importantes da biota do solo sendo fundamental identificar fatores que alteram sua composição e funcionalidade metabólica. Esse estudo foi conduzido em microcosmos com a adição de diferentes composições de fertilizantes orgânicos e organominerais, formulados a partir de biochar e composto orgânico de torta-de-filtro de cana-de-açúcar, nitrogênio e inibidor de urease (NBPT). O período de incubação foi de 28 dias no qual foi realizada avaliação da respiração microbiana do solo (RMS) e volatilização de nitrogênio (NH₃). Aos 7, 14 e 28 dias foi estimado o carbono da biomassa microbiana (CBM) e a atividade enzimática. O DNA genômico do solo, nos tratamentos, foi extraído e o fragmento de Bactéria e Arquea de 16S rDNA foi amplificado por PCR, sendo as sequências sequenciadas por pirosequenciamento utilizando a plataforma *Life Technologies Ion torrente*TM. As sequências de qualidade obtidas foram analisadas utilizando o programa Qiime (*Quantitative Insights Into Microbial Ecology*) e a taxonomia atribuída às sequências usando banco de dados Greengenes. Os maiores valores de RMS e CBM foram observados nos tratamentos com adição de nitrogênio. Nestes tratamentos também foi observada maior atividade das enzimas FDA e urease, e uma resposta oposta foi encontrada para a atividade das enzimas β-glicosidase, fosfatase e desidrogenase cuja maior resposta foi observada nos tratamentos sem nitrogênio. Nos tratamentos controle, biochar e orgânico os filos predominantes foram Proteobactérias, Bacteriodetes, Acidobacterias, Actinobacterias e Verrucomicrobia. A adição de nitrogênio reduziu significativamente a abundância destes filos e aumentou a abundância do filo Firmicutes que predominou em todos os tratamentos com nitrogênio. Foi observada redução de volatilização de N-NH₃ nos tratamentos com composto orgânico e biochar. A menor volatilização ocorreu no tratamento com biochar indicando seu potencial como fertilizantes para reduzir perdas de nitrogênio. Neste sentido, este estudo pode contribuir para o avanço de técnicas de adubação que melhorem a fertilidade do solo e o uso sustentável dos agroecossistemas.

Palavras-chave: carbono da biomassa, respiração basal, atividade enzimática do solo, hidrólise de diacetato fluoresceína (FDA), β-glicosidase, urease, fosfatase ácida, desidrogenase, 16S rDNA, pirosequenciamento, fertilizante orgânico e organomineral, nitrogênio, Cerrado.

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

ABSTRACT

COELHO, MICHELLE ALVES. **Biondicadores e diversidade de bactérias em ensaios com biochar e composto orgânico combinados com nitrogênio e inibidor de urease** 2016. 170p. Dissertação (Mestrado em Qualidade Ambiental) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia - MG.²

The soil microbial community is one of the most important functional components of soil biota being fundamental identify the factors that alter its composition and metabolic function. This study was conducted in microcosms with the addition of different compositions of organic and organomineral fertilizers formulated from biochar and organic filter cake sugar cane, nitrogen and urease inhibitor (NBPT). The incubation period of 28 days it was performed an assessment of the microbial respiration (RMS) and nitrogen volatilization (NH₃). At 7, 14 and 28 days were estimated microbial biomass carbon (MBC) and the enzymatic activity. Genomic DNA soil, treatments, and the fragment was extracted from bacteria and archaeal 16S rDNA was amplified by PCR, the sequence being sequenced by pyrosequencing using the *Life Technologies Ion platform torrenteTM*. The quality sequences obtained were analyzed using the Qiime program (*Quantitative Insights Into Microbial Ecology*) and the assigned sequences using GreenGenes taxonomy database. The larger RMS values and CBM were observed in treatments with the addition of nitrogen. These treatments shown increased activity of enzymes FDA and urease, and an opposite answer was found for the activity of beta-glucosidase enzymes, phosphatase and dehydrogenase whose greatest response was observed in treatments without nitrogen. In control treatments, biochar and organic the predominant phyla were Proteobacteria, Bacterioidetes, Acidobacterias, actinomycetes and Verrucomicrobia. The addition of nitrogen significantly reduced the abundance of these phyla and increased the abundance of Firmicutes phylum that prevailed in all treatments with nitrogen. It was observed reducing NH₃ volatilisation of the organic compound and treatment with biochar. The lower volatilization occurred in treatment with biochar indicating its potential as fertilizer to reduce losses of nitrogen. Based on it, this study can contribute to the advancement of fertilization techniques that improve soil fertility and sustainable use of agro-ecosystems.

Keywords: microbial biomass carbono, basal respiration, Soil enzyme activities, Fluorescein diacetate (FDA), β -glucosidase, urease, acid phosphatase, dehydrogenase, 16S rDNA, pyrosequencing, organic and inorganic fertilizer, nitrogen; Cerrado.

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

INTRODUÇÃO

A crescente demanda de alimentos, fibras e energia, em todo o mundo, requer cada vez mais um aumento da produtividade (EMBRAPA, 2014). Este aumento da produtividade tem sido obtido através da expansão das áreas agricultáveis e intensificação dos sistemas agrícolas com consequente geração de impactos ambientais (FOLEY, 2011). Desta forma, o desafio para a sustentabilidade agrícola é conciliar o aumento da produção e a preservação dos recursos naturais, evitando a degradação dos solos e reduzindo a poluição ambiental (MARTINELLI et al., 2010).

A agricultura brasileira tem alcançado um progresso acentuado no aumento da produtividade agrícola, principalmente em relação aos grãos, colocando o Brasil em destaque mundial como um dos grandes países produtores de alimentos (OECD-FAO, 2015). A produção de grãos no Brasil tem-se concentrado principalmente na região do Cerrado (LA ROVERE et al., 2011) que vem sendo considerado como a última fronteira agrícola do mundo (DE-CARVALHO, 2012) com destaque para as monoculturas de soja, cana-de-açúcar, milho, café e algodão (MARRIS et al, 2005).

Os solos do Cerrado são ácidos e de baixa fertilidade natural (GOMES et al., 2004), sendo necessário utilizar grandes quantidades de calcário e fertilizantes, principalmente os nitrogenados, exigido em grandes quantidades pela maioria das culturas, com exceção da soja que devido à fixação do nitrogênio requer pouca adubação nitrogenada (HUNGRIA, et al., 2005; MENDES et al., 2008). Assim, o aumento na produção de grãos no Cerrado tem sido acompanhado também pelo crescimento do consumo de fertilizantes nitrogenados (LOPES; DAHER, 2008).

O nitrogênio (N) é o nutriente requerido em maior quantidade pela maioria das culturas, sendo considerado um elemento importante no aumento da produtividade agrícola (SOUZA; SORATTO, 2006). No entanto, em solos tropicais é um nutriente difícil de ser manejado em função do grande número de reações que ocorrem com esse elemento no solo, ocasionando significativas perdas (OHLAND et al., 2005; BASTOS et al., 2008). Estima-se que menos de 50% do nitrogênio aplicado sob a forma de fertilizante aos solos é utilizado pelas culturas, sendo grande parte perdido

principalmente por volatilização de amônia, desnitrificação (emissão de N_2O) e lixiviação de nitrato (PIRES et al., 2015).

Entre os fertilizantes nitrogenados a ureia é um dos mais utilizados no setor agrícola brasileiro, devido seu elevado teor de N (45%), custo relativamente baixo, e facilidade de transporte e uso (DOS SANTOS; SZKLO, 2016). No entanto, a eficiência da fertilização pela ureia é afetada pela perda de nitrogênio do sistema solo-planta por volatilização de amônia (NH_3) (TRIVELIN, 2002) associada a atividade da enzima urease (SOARES et al., 2012). As perdas de N aumentam o uso do fertilizante ureia podendo ocasionar problemas ambientais como a eutrofização e poluição atmosférica, além de refletir também no aumento dos custos de produção (ERISMAN et al., 2008).

Além disso, uma vez que os ciclos do C e N são acoplados formando a base dos ciclos biogeoquímicos e fluxos de energia (PREGITZER et al., 2008), a deposição elevada de N pode alterar o ciclo do carbono (CHAPIN et al., 2009). Uma grande porcentagem de carbono ativo da Terra é encontrado na matéria orgânica do solo (MOS) e sua taxa de mineralização está fortemente ligada à disponibilidade de N especialmente em ecossistemas com baixa disponibilidade de N (YANG et al., 2011). O ciclo do C e N bem como a ciclagem da MOS são mediados por processos realizados por micro-organismos do solo, especialmente bactérias e archaea (SIMON; KLOTZ, 2013). Assim, a manutenção da produtividade agrícola depende, em grande parte, da comunidade microbiana do solo para decompor e mineralizar C e N, aumentando a disponibilidade de N às plantas (SINGH et al., 2010).

A MOS é um componente importante em solos tropicais, pois contribui para estabilidade da estrutura dos solos, retenção de água, aeração, retenção de cátions e energia para os processos metabólicos dos micro-organismos do solo (ANAYA; SANNWALD, 2015). Por isso, o conteúdo de MOS é geralmente considerado como um dos principais indicadores da qualidade do solo (RILEY et al., 2008), sendo sua manutenção em quantidades adequadas importante para manter a produtividade dos agroecossistemas (DING et al., 2012).

A conversão da vegetação nativa para áreas agrícolas resulta no declínio da MOS, pois a retirada da cobertura vegetal e o revolvimento do solo são fatores que contribuem para o rompimento de agregados do solo expondo o carbono orgânico do

solo (COS) à oxidação pela atividade microbiana acelerando o processo de mineralização (ROSCOE; BUURMAN, 2003; OLIVEIRA et al., 2016). Além disso, a mecanização da agricultura resulta na compactação do solo alterando também a aeração e a capacidade hidráulica com reflexos nas propriedades, físicas, químicas e biológicas do solo (TIVET et al., 2013).

Uma estratégia que têm sido adotada nos solos do Cerrado para aumentar a fertilidade do solo e minimizar as perdas de MOS é a utilização de fertilizantes orgânicos (JEFFERY et al., 2011; ANDERSON et al., 2011). Os fertilizantes orgânicos são conhecidos por melhorar a qualidade e estrutura do solo e estimular biomassa microbiana (BRONICK; LAL, 2005; ATKINSON et al., 2010). Por conterem altos teores de matéria orgânica (MO), os fertilizantes orgânicos também contribuem para diversas propriedades químicas do solo, assim como aumento da capacidade de troca catiônica (CTC), maior complexação de elementos tóxicos e de micronutrientes, além de melhorar a estrutura, promover maior infiltração de água e aumentar a aeração do solo (BURTON; TURNER, 2003; KAUR et al., 2007).

No entanto, o efeito dos fertilizantes orgânicos sobre o rendimento das culturas é lento e variável (KHALIQ et al., 2006). Os fertilizantes orgânicos ainda têm o inconveniente de apresentar concentrações desbalanceadas de NPK, diferentemente, do que ocorre com as fórmulas comerciais de fertilizantes minerais, cuja composição pode ser balanceada de acordo com a cultura (LIU et al., 2009).

Uma solução proposta é a utilização de fertilizantes organominerais que são produzidos a partir de resíduos orgânicos estabilizados e fertilizantes minerais (SOUZA, 2014). Os resíduos orgânicos utilizados podem ser provenientes das atividades agroindustriais (MEDINA et al., 2015). Por conter níveis elevados de nutrientes e MO, os fertilizantes organominerais podem contribuir para melhorar as propriedades físico-químicas do solo (NELISSEN et al., 2012; FARRELL et al., 2013), mitigar as perdas de nutrientes e influenciar a microbiota do solo com reflexo também na ciclagem de nutrientes (CHEN et al., 2010; BIEDERMAN; HARPOLE, 2013; FARRELL et al., 2014).

Além disso, o alto custo de fertilizantes minerais e as preocupações sobre a proteção do ambiente têm sido grandes incentivos para o reaproveitamento de resíduos

orgânicos produzidos na agroindústria (AKANDE et al., 2010; PARÉ et al., 2010). O aproveitamento de resíduos orgânicos remanescente dos processos empregados na agricultura pode diminuir a exigência de fertilizantes minerais, o que, além de contribuir para a diminuição de custos, e reduzir a dependência de fertilizantes químicos importados, também pode aumentar a vida útil das fontes de minerais não renováveis (JÚNIOR et al., 2011; ZHAO et al., 2016). Com isso, é possível transformar um resíduo considerado um passivo ambiental em um subproduto do processo produtivo com valor econômico agregado e que pode ser reinserido na cadeia produtiva.

O êxito da utilização dos resíduos orgânicos para produção de fertilizantes organominerais irá depender da estabilidade e das propriedades físicas, químicas e biológicas do resíduo (HABTESELASSIE et al., 2006). E essas propriedades são resultado do tratamento que o resíduo é submetido, antes de ser utilizado para a produção do fertilizante organomineral (EDMEADES, 2003). Os processos de compostagem e pirólise têm sido apontados como métodos eficientes no processo de estabilização dos resíduos orgânicos, pois contribuem para a eliminação de patógenos, redução do volume de água e concentração de nutrientes (ZHANG; SUN, 2016).

O biocarvão (biochar em inglês), produto resultante do processo de pirólise, tem sido um tema intensamente discutido na literatura nos últimos anos, devido seus efeitos benéficos sobre a saúde do solo e produtividade agrícola (MADARI et al., 2006; SOHI et al., 2010). A literatura tem relatado que aplicação de biochar no solo pode melhorar a qualidade do solo e aumentar a produtividade agrícola (REEVE et al., 2010; JEFFERY et al., 2011; JONES et al., 2012; BIEDERMAN; HARPOLE, 2013).

Além disso, ao contrário de outros materiais de natureza orgânica adicionados ao solo, que são facilmente decompostos, a natureza recalcitrante de biochar aumenta seu potencial para o armazenamento em longo prazo de carbono no solo (CHAN et al., 2007; FELLET et al., 2011). Apresenta também alta porosidade e elevada área de superfície específica, fato que confere condições favoráveis para absorção de compostos orgânicos solúveis, podendo contribuir não só com a disponibilidade de nutrientes, mas também com a retenção de água no solo (GLASER et al., 2002; TONG et al., 2014). Têm sido relatado que solos tratados com biochar podem, também, alterar a atividade e dinâmica das comunidades microbianas do solo (ANDERSON et al., 2011; DUCEY et al., 2013; AMELOOT et al., 2013; RUTIGLIANO et al., 2014). No entanto, as

interações entre biochar e as propriedades físico-químicas e biológicas do solo ainda não são completamente compreendidas (LEHMANN et al., 2011).

As comunidades microbianas são sensíveis às mudanças das condições ambientais do solo e aos níveis de nutrientes adicionados (LARCHEVÊQUE et al., 2006; CHU et al., 2007). Ensaio de longo prazo com adubação orgânica e inorgânica revelaram que alterações nos níveis de carbono orgânico e pH do solo, devido à adubação, podem afetar a atividade e composição da comunidade microbiana do solo (GEIS-SELER; SCOW, 2014; LI et al., 2015). Os atributos microbianos tais como a atividade do solo, atividade enzimática, biomassa microbiana, e a diversidade microbiana do solo têm sido apontados como valiosos indicadores para avaliar a qualidade dos solos, uma vez que são mais sensíveis às intervenções (JANGID et al., 2008) e respondem rapidamente às mudanças nas condições ambientais (SCHLOTER et al., 2003; BURNS et al., 2013).

Portanto, para efetivamente desenvolver uma agricultura sustentável no Cerrado e manter a fertilidade e qualidade dos solos, é necessário desenvolver tecnologias e práticas agrícolas que permitam aumentar o teor de MOS e otimizar a eficiência dos fertilizantes nitrogenados, reduzindo as perdas e os impactos ambientais. Além disso, é necessário compreender os processos mediados pela comunidade microbiana do solo, e como a composição e funcionalidade destas comunidades são modificadas frente à aplicação desses fertilizantes.

Assim, visando subsidiar o desenvolvimento de novos fertilizantes, o objetivo deste estudo foi investigar o efeito da utilização de biochar e composto orgânico combinados com nitrogênio e inibidor de urease (NBPT) sobre a volatilização de amônia, a alteração dos processos ecológicos e da diversidade de bactérias no solo em ensaios de laboratório.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

O Bioma Cerrado

O Cerrado é o segundo maior bioma do Brasil, depois da Amazônia, ocupando aproximadamente 24% da área terrestre do país (RAMPELOTTO et al., 2013). É considerado um dos 25 *hotspots* mundiais em função da riqueza de espécies, alto nível de endemismos e perda de habitats (MYERS et al., 2000).

O clima, do tipo tropical sazonal, pode ser dividido em duas estações bem definidas: uma seca, que tem início no mês de maio, terminando no mês de setembro, e outra chuvosa, que vai de outubro a abril, com precipitação e temperatura variando de 750 a 2000 mm e de 22 a 27 °C (MORENO; HIGA, 2005).

Os latossolos predominam no Cerrado, estando presentes em 46% da área do bioma (EMBRAPA, 2006). Esses tipos de solos são altamente intemperizados com predomínio de caulinitas, óxidos de ferro e alumínio na fração argila (MANZATTO, 2002). Geralmente têm uma cor vermelha ou amarela, são de textura fina, profundos e bem drenados (FURLEY, 1999). E apresentam características químicas comuns como a alta deficiência de nutrientes, toxidade por alumínio, acidez relativamente elevada (RESCK et al., 1999) e suscetibilidade à erosão (MANZATTO, 2002).

Devido a baixa fertilidade natural, os solos do Cerrado foram por muito tempo considerados inadequados para a agricultura (CASTRO, 2003). Por isso o aumento da produção agrícola no Cerrado é visto como uma das maiores realizações da ciência agrícola mundial no século 20, no entanto, chegar a esta situação atual não era, e ainda, não é uma tarefa fácil (SILVA et al., 2013).

A expansão da agricultura nestes solos só foi possível com os avanços agronômicos e tecnológicos e incentivos do governo que possibilitaram o desenvolvimento de técnicas para a correção da acidez dos solos e variedades adaptadas (EMPRAPA, 2014). Além disso, outros fatores contribuíram para transformação do Cerrado em uma região agrícola em expansão, dentre os quais destacam-se as características fisiográficas favorável à mecanização e irrigação

(relevos planos), a grande disponibilidade de terras de baixo custo, localização geográfica privilegiada em relação a rede de estradas e centros consumidores e a melhoria das práticas de manejo e adubação (BICKEL; DROS, 2003).

A ocupação do bioma Cerrado começou no século XVIII com atividades de pecuária, pastagens naturais e pequenas agriculturas de subsistência (GRECCHI et al., 2014). Na década de 70, o governo brasileiro realizou estudos mostrando o potencial agrícola do Cerrado, sendo a vegetação nativa substituídas por pastagens e cultivo de arroz em áreas recém-desmatadas (BROSSANRD; BARCELLOS, 2005). Na década de 80 com a implementação de práticas de correção da acidez do solo e da disponibilidade de variedades de culturas mais bem adaptadas às condições do Cerrado, ocorreu rápida expansão das culturas de soja (CARVALHO et al., 2010).

A transformação dos solos naturalmente pobres e ácidos do bioma Cerrado em solos produtivos com a introdução de corretivos e fertilizantes e melhor infraestrutura permitiu a expansão também das culturas de milho e feijão (ARANTES et al., 2016). Esses avanços tecnológicos e o aumento da rentabilidade da terra foram fundamentais para transformar o Cerrado na fronteira agrícola mais proeminente do país com expressiva expansão, nos últimos 30 anos, da produção das monoculturas de soja, cana-de-açúcar, milho, café e algodão (MARRIS, 2005; MENDES et al, 2012).

Embora a expansão do agronegócio no Cerrado trouxe muitos benefícios econômicos para o Brasil, a atividade agrícola em grande escala gera impactos ambientais como mudanças no regime hidrológico, perda de biodiversidade e problemas com a qualidade da água e erosão do solo (MERTEN; MINELLA, 2013).

Os sistemas de uso da terra geralmente resultam em modificações de propriedades físico-químicas do solo e cobertura vegetal, que, por sua vez, afetam os processos ecológicos do solo, tais como a ciclagem de nutrientes e as emissões de gases (BISSET et al., 2011). A mecanização da agricultura e o manejo inadequado podem também ocasionar a compactação e desestruturação dos agregados do solo que associados ao uso de fertilizantes químicos e insumos agroquímicos potencializam os processos erosivos do solo (BRONICK; LAL, 2005).

Além disso, a substituição da cobertura vegetal nativa por áreas agrícolas alteram o conteúdo e qualidade da MOS, afetando os estoques de COS e causando mudanças nos níveis dos principais elementos da MOS, tais como C e N (LIU et al., 2006; CARVALHO et al., 2010). Em adição, as condições edafoclimáticas da região do Cerrado contribuem ainda mais para a rápida decomposição da MOS com consequente perda de nutrientes, que associada à baixa fertilidade natural dos solos pode limitar a sustentabilidade dos sistemas agrícolas nestas regiões (WENDLING et al., 2011). A MOS é um componente importante em solos do Cerrado com impacto significativo na ciclagem de nutrientes, atividade biológica, capacidade de troca catiônica e estabilidade e estrutura do solo (MADARI et al., 2009; CALLEJA-CERVANTES et al., 2015).

As mudanças na estrutura do solo e a redução dos teores de MOS alteram as propriedades físicas e químicas do solo com reflexos na capacidade de retenção de água e nutrientes, pH, e flutuações de temperatura afetando as comunidades microbianas do solo e seus processos biológicos associados (SOUZA et al., 2016). Essas alterações no ambiente geram condições de estresse para os micro-organismos do solo que precisam desenvolver mecanismos de adaptações para conseguir manter sua viabilidade (PINTO et al., 2006). No entanto, essas estratégias de adaptação são de alto custo fisiológico podendo alterar a composição da comunidade microbiana ativa, com reflexos nos ciclos de nutrientes e fluxo de energia do ecossistema (SCHIMEL et al., 2007).

Os micro-organismos do solo, através dos ciclos biogeoquímicos desempenham um papel importante na ciclagem de nutrientes e decomposição da MOS com consequente importância na estabilização do solo (ZHONG et al., 2009; CHEN et al., 2010). Uma vez que diferentes grupos microbianos produzem diferentes enzimas envolvidos na dinâmica do C e N, as mudanças na composição da comunidade microbiana têm implicações importantes para o funcionamento do solo (XUN et al., 2015).

De forma que a produtividade dos sistemas agrícolas é, em parte, dependente dos processos funcionais das comunidades microbianas do solos (DORAN; ZEISS, 2000). Assim, os micro-organismos são essenciais para a sustentabilidade em longo prazo dos sistemas agrícolas, sendo um componente importante na formação e

produtividade do solo (CHEN et al., 2010). Têm sido relatado que as comunidades microbianas do solo são sensíveis às práticas agrícolas e manejo do solo (BRESOLIN et al., 2010; TUPINAMBÁ et al., 2016; BABUJIA et al., 2016; DE-CASTRO et al., 2016). E que as condições ambientais e os níveis de nutrientes adicionados ao solo também exercem forte influência sobre as comunidades microbianas do solo (FAORO et al., 2010; CHINNADURAI et al., 2014; RODRIGUES et al., 2014; CALDWELL et al., 2015; ZHALNINA et al., 2015; TAMILSELVI et al., 2016). Ensaios de longo prazo com adubação orgânica e inorgânica revelaram que as alterações nos níveis de carbono orgânico e pH, devido à adubação, são importantes fatores que afetam a atividade e composição microbiana do solo (MANZONI et al., 2012; GEIS-SELER; SCOW, 2014).

Estudos sobre a diversidade microbiana em solos do Cerrado têm demonstrado uma complexa rede de diversidade e interações ainda pouco conhecidas (QUIRINO et al., 2009; ARAUJO et al., 2013). E embora a importância ecológica que as comunidades microbianas representam nos solos seja um consenso para as ciências do solo, pouco se sabe sobre a abundância e estrutura das comunidades microbianas associadas ao solo do Cerrado (RAMPELOTTO et al., 2013) □ Assim, como ainda não é bem compreendido como as comunidades microbianas associadas ao solo do Cerrado são modificadas pela adição de fertilizantes químicos, orgânicos e organominerais. Sendo necessário estudos mais detalhados que permitam compreender como as alterações na estrutura da comunidade e suas funções, frente à aplicação destes fertilizantes, interferem na qualidade e sustentabilidade do solo.

Matéria Orgânica do Solo (MOS)

O solo é um recurso essencial não renovável com taxas de degradação potencialmente rápidas e processos de formação e regeneração extremamente lentos (VAN-CAMP et al., 2004). Por isso a preocupação com os avanços dos processos degradativos do solo tem aumentado nos últimos anos, principalmente, devido a intensificação das atividades agrícolas (LAGOMARSINO et al., 2011).

O uso da terra e práticas agrícolas, tais como preparo do solo, irrigação e adubação, aceleram as perdas de MOS, além de contribuir para alterações na composição e atividades de comunidades microbianas com reflexos nos processos biogeoquímicos (MGANGA et al., 2016). Além disso, a aplicação em longo prazo de fertilizantes químicos sem aportes de materiais orgânicos, tem sido identificada como a força motriz dos processos erosivos e degradativos do solo com consequente redução da qualidade e fertilidade do solo (LIU et al., 2006; ZHANG et al., 2015b).

O conceito de qualidade do solo inclui a avaliação das propriedades e processos do solo, e como eles se relacionam para manter o equilíbrio entre componentes químicos, físicos e biológicos que contribuem para a saúde do solo e o fornecimento de serviços ambientais (MUSCOLO et al., 2014). Assim, a melhoria e manutenção da qualidade do solo é crucial não só para preservação do meio ambiente, mas também para uma agricultura sustentável (TRIPATHY et al., 2014).

Além de ser uma das principais fontes de carbono e nutrientes no solo, a MOS é considerada uma medida da qualidade do solo, devido às funções benéficas que desempenha em uma variedade de processos do solo e também por que sua qualidade afeta outras características física, químicas e biológicas do solo (BREVIK, 2012; GIACOMETTI et al., 2013).

A MOS contribui para aumentar a elasticidade e resistência a deformação reduzindo os efeitos da compactação do solo (SELLAMI et al., 2008). A compactação ocorre quando as partículas do solo são comprimidas, reduzindo o espaço de poros entre elas em resposta à pressão exercida por máquinas sendo um dos principais processos de degradação física do solo, associados às atividades agrícolas (PARADELO et al., 2013).

A quantidade de MOS também é diretamente relacionada com a preservação dos agregados do solo, que por sua vez contribui para estabilidade e melhoria da estrutura do solo reduzindo os processos de erosão (NOVARA et al., 2011). A estrutura do solo é uma propriedade fundamental do solo, determinando a sua capacidade para transportar e reter água, ar e nutrientes, e para proporcionar habitats para fauna e micro-organismos (ZHOU et al., 2014).

A MOS é uma combinação complexa de substâncias, cuja dinâmica é governada pela adição de resíduos orgânicos de diversas natureza e pela contínua transformação destes resíduos sob ação de fatores químicos, físicos e biológicos (HUR et al., 2013). É constituída de três componentes principais sendo um componente ativo composto pela biomassa microbiana, um componente lábil que pode ser rapidamente biodegradado por micro-organismos do solo e um componente cujos os compostos orgânicos são recalcitrantes e interagem com frações minerais sendo de difícil degradação, representados pelas substâncias húmicas (SCHMIDT et al., 2011; ABUJABHAH et al., 2016).

Têm sido relatado que a porção estável da MOS é provavelmente de origem microbiana, sendo controlada pelo acesso e capacidade dos micro-organismos do solo em degradar a MO (LIAGN; BALSER, 2011). Sendo que a quantidade de C derivado dos processos microbianos é determinado pelo equilíbrio entre a mineralização e assimilação do carbono (GUENET et al., 2015).

A degradação da MO pelos micro-organismos do solo são mediadas por enzimas cuja a síntese é controlada por inúmeros fatores bióticos e abióticos como a disponibilidade de nutrientes e água, condições ambientais, estrutura da comunidade microbiana do solo e complexidade química da MO (ALLISON et al., 2013). A complexidade química da MO tem sido considerada como o principal fator que regula sua decomposição, uma vez que compostos simples como hidratos de carbono e aminoácidos com baixos teores de lignina são rapidamente decompostos, enquanto que compostos quimicamente complexos como lignina e compostos aromáticos alifáticos são decompostos mais lentamente sendo acumulado nos solos (NG et al., 2014; CREAMER et al., 2015). Além da complexidade química o acesso da comunidade microbiana aos compostos a serem degradados também influenciam nas taxas e velocidade de degradação da MOS (DUNGAIT et al., 2012).

Assim, os teores de MOS variam de acordo com a vegetação, mineralogia e geomorfologia do solo, fatores ambientais, composição da comunidade microbiana, alterações do uso do solo, e também com a natureza do C orgânico adicionado no solo (ALARCON-GUTIERREZ et al., 2010). Enquanto o uso de fontes recalcitrantes de carbono pode favorecer os estoques de COS, a adição de carbono lábil pode diminuir devido a rápida mineralização da MOS (HERRERA; ROMANYA, 2015). Outro

elemento importante no ciclagem da MOS é o nitrogênio, que é um nutriente de baixa disponibilidade nos solos, sendo um fator limitante dos processos e produtividade biológica (ROS et al., 2011).

A influência do N no ciclo do C decorre do fato que a disponibilidade de N interfere na mineralização e imobilização de C na biomassa microbiana que por consequência afeta o tamanho e qualidade dos reservatório de MOS (KNICKER et al., 2011). Além disso, as populações microbianas variam nas suas preferências e estratégias na aquisição de substratos e nutrientes (GOLDFARB et al., 2011), sendo que alguns micro-organismos podem apresentar maior capacidade de aquisição de nutrientes, apresentando vantagens dentro da comunidade microbiana do solo (BANERJEE et al., 2016). Com base na sua capacidade de aquisição de nutriente os micro-organismos do solo podem se organizar em grupos tróficos e nichos funcionalmente distintos (SCHIMEL; SCHAEFFER, 2012).

Do ponto de vista funcional, os micro-organismos do solo podem ser divididos em dois grupos: micro-organismos oligotróficos (K-estrategistas), que são adaptados para utilizar fontes recalcitrantes de C, e os micro-organismos copiotróficos (R-estrategistas), que são adaptados para o uso de fontes de matéria orgânica mais lábeis (ELIERS et al., 2010; BERNARD et al., 2007). Enquanto a decomposição da MOS é um processo que envolve uma grande variedade de micro-organismos (SCHIMEL; SCHAEFFER, 2012), a importância relativa de grupos microbianos específicos podem variar de acordo com as condições ambientais, de tal forma que alguns grupos podem desempenhar um papel funcional mais importante do que outros em determinadas condições (RAMÍREZ-VILLANUEVA et al., 2015).

Têm sido proposto que a decomposição de resíduos orgânicos podem ser inicialmente dominados por comunidades R-estrategistas que preferem matéria orgânica lábil com elevado teor de nutrientes, enquanto que as comunidades K-estrategistas que conseguem energia de MO degradada com baixo teores de nutrientes podem dominar o ambiente em condições em que os nutrientes já foram utilizados ou são limitantes (FIERER et al., 2010; REED; MARTINY, 2013).

Algumas práticas agrícolas tem sido adotadas visando aumentar os teores de MOS tais como plantio direto, regresso de palhada e adição de fertilizantes orgânicos, ou

ainda uma combinação entre estas práticas (PAUSTIAN et al., 2000). O uso de fertilizantes orgânicos estabilizados tem sido considerados uma estratégia eficiente para restaurar a fertilidade de solos degradados pelo fato de fornecerem vários nutrientes e aumentar MOS contribuindo para melhoria nas propriedades físico-químicas e biológicas do solo (SHISANYA et al., 2009; LIU et al., 2010). Assim a utilização correta de fertilizantes orgânicos, quer isoladamente ou em combinação com os fertilizantes minerais podem contribuir para aumentar os teores de MOS com reflexo na fertilidade e produtividade agrícola (MANDAL et al., 2005).

Uso de resíduos orgânicos na agricultura

O Brasil, nas últimas décadas, vem apresentando acentuado crescimento no agro-negócio colocando-o em posição de destaque no processo de desenvolvimento do país (FERREIRA-FILHO; HORRIDGE, 2014). Entretanto, os significativos avanços nesse setor implicam no aumento do consumo de insumos e na geração de grandes quantidades de resíduos agroindustriais que acabam se tornando passivos ambientais (PETRUCCIOLLI et al., 2011).

O acúmulo destes resíduos geram impactos ambientais que podem estar associados a alta geração em termos quantitativos, a lenta degradabilidade em certos casos, e, em outros, da geração de subprodutos que podem ser tóxicos, cumulativos ou de difícil degradação (FUESS; GARCIA, 2014). Apesar dessas características quanto ao potencial poluidor, os resíduos agroindustriais, apresentam alto valor econômico agregado devido à natureza orgânica e elevada concentração de nutrientes, podendo assim, ser reaproveitados na agricultura como fertilizantes orgânicos ou organominerais (IPEA, 2012).

No entanto, alguns fatores interferem na decomposição dos fertilizantes orgânicos no solo, como a quantidade e qualidade da MO adicionada (TRINSOUTROT et al., 2000; NICOLARDOT et al., 2001). Por isso, a qualidade do resíduo utilizado na produção do fertilizante orgânico é uma característica importante, pois resíduos com baixa relação C:N têm elevada capacidade de disponibilizar nutrientes. Por outro lado, a alta relação C:N resulta na imobilização de nutrientes na biomassa microbiana, afetando

o crescimento e desenvolvimento das plantas (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002; HADAS et al., 2004). Desse modo, o êxito da utilização agrícola de fertilizantes produzidos a partir de resíduos orgânicos irá depender da estabilidade da matéria orgânica e das propriedades físicas, químicas e biológicas do material (EDMEADES, 2003; HABTESELASSIE et al., 2006).

Por isso é altamente recomendável que os resíduos orgânicos sejam submetidos a um processo de estabilização antes de serem adicionados ao solo (WOOLF et al., 2010). Os processos de compostagem e pirólise tem sido apontados como métodos eficientes para tratamento e reciclagem de resíduos orgânicos (FARRELL; JONES, 2009; ANDERSON et al., 2011). Quando realizados da forma correta, além da estabilização do resíduo, estes processos contribuirão para a eliminação de patógenos e compostos tóxicos, redução do volume de água e concentração de nutrientes (CHEN et al., 2010).

O produto final obtido tanto no processo de compostagem como no processo de pirólise, pode ser utilizado como fertilizante orgânico fornecendo nutrientes e contribuindo para a melhoria das propriedades bio-físico-químicas do solo como tem sido demonstrado por inúmeros estudos (BIEDERMAN; HARPOLE, 2013; THANGARAJAN et al., 2013; MCCORMACK et al., 2013; FARRELL et al., 2014).

Os fertilizantes orgânicos são conhecidos por melhorar a qualidade e estrutura do solo (BRONICK; LAL, 2005), bem como estimular a biomassa microbiana (MASTO et al., 2006; JANNOURA et al., 2014) as atividades enzimáticas (FLORES et al., 2011) e diversidade, estrutura e abundância funcional da comunidade do solo (NEMERGUT et al., 2010). Por conterem altos teores de MO, os resíduos orgânicos também contribuem para diversas propriedades químicas do solo, assim como aumento da capacidade de troca catiônica (CTC), maior complexação de elementos tóxicos e de micronutrientes, além de melhorar a estrutura, promover maior infiltração de água e aumentar a aeração do solo (BURTON; TURNER, 2003; KAUR et al., 2007).

Quando o fertilizante orgânico é utilizado ocorre uma liberação gradual dos nutrientes à medida que são demandados para o crescimento da planta, o que é uma vantagem em relação à aplicação de fertilizantes minerais (TEIXEIRA, 2013). Por outro lado a mineralização de alguns materiais orgânicos pode ser excessivamente lenta, de forma que os nutrientes não são disponibilizados em quantidades suficiente, e o

crescimento da planta pode ser limitado por carência nutricional (DIACONO; MONTEMURRO, 2010).

Além disso, o efeito dos fertilizantes orgânicos sobre o rendimento da cultura é lento e variável (KHALIQ et al., 2006; JEFFEY et al., 2011). E os fertilizantes orgânicos ainda tem o inconveniente de apresentar proporções desbalanceadas de NPK, diferente das fórmulas comerciais de fertilizantes minerais, cuja composição pode ser balanceada de acordo com a necessidade da cultura (JÚNIOR et al., 2011). Assim, apesar das vantagens que os fertilizantes orgânicos proporcionam ao solo, os agricultores preferem utilizar fertilizantes inorgânicos para garantir o rendimentos das culturas, principalmente em sistemas de agricultura intensiva, com flutuações das condições ambientais (KENNEDY; SMITH, 2007).

Com isso, para viabilizar o uso de resíduos orgânicos, alguns desafios precisam ser superados, como o desequilíbrio de nutrientes frente às necessidades das culturas, a concentração de nutrientes relativamente baixas em comparação aos fertilizantes minerais, o grande volume de resíduos que encarece e dificulta o transporte, a distribuição de forma homogênea, o conhecimento técnico acerca da quantidade, época e modo de aplicação, além das preocupações ambientais decorrentes da contaminação por resíduos não estabilizados que podem apresentar altos níveis de patógenos e compostos tóxicos as plantas (WESTERMAN; BICUDO, 2005; FARREL et al., 2013; ZHAO et al., 2016). Uma das maneiras adotadas para solucionar essa questão é a utilização conjunta de fertilizantes minerais e resíduos orgânicos (LIU et al., 2009).

Estudos relatam que quando se utiliza um fertilizante cujo a fração mineral está associada à uma fração orgânica ocorre uma liberação gradual dos nutrientes à medida que são demandados para o crescimento da planta, representando uma vantagem em relação à aplicação de fertilizantes minerais somente (SOUZA, 2014; INSAM et al., 2015). Além disso, a aplicação de um produto orgânico e um fertilizante mineral separadamente causa diversos problemas, como o alto custo de aplicação (ARRUDA et al., 2011). Assim, a aplicação combinada do fertilizante orgânico e minerais pode melhorar a produtividade agrícola e a qualidade do solo sendo uma abordagem promissora para desenvolver estratégias de gestão de fertilizantes mais sustentáveis (AKANDE et al., 2010; NELISSEN et al., 2012).

O Resíduo Torta-de-filtro

O Brasil é o maior produtor mundial de cana de açúcar sendo também maior produtor e exportador de açúcar e etanol de cana-de-açúcar (COSTA et al., 2014). A área cultivada e colhida na temporada 2015/2016 foi de 9.070, 4 mil hectares, sendo a maior produção observada na região de São Paulo com 51,7% (4.687,6 mil hectares), seguido por Goiás com 9,8% (891,6 mil hectares) e Minas Gerais com 8,9% (808 mil hectares) (CONAB, 2015).

A agroindústria canavieira, em razão das extensas áreas de produção, é geradora de grandes quantidades de resíduos, os quais, pela natureza orgânica e elevado teor de nutrientes apresentam alto valor agregado, podendo ser reciclados para produção de fertilizantes orgânicos e orgaonominerais retornando ao sistema produtivo (PLEISSNER et al., 2015).

A torta de filtro é um resíduo gerado durante o processo de clarificação do caldo de cana-de-açúcar, cuja composição química pode variar em função da variedade e maturação da cana, tipo de solo e processo de clarificação (CONTRERAS et al., 2009). Apresenta altos teores de matéria orgânica e fósforo (P), além de cálcio, nitrogênio, potássio, magnésio e micronutrientes como Fe, Mn e Cu (JÚNIOR, 2008). Além de conter de 0,5 a 1,8% de açúcar e cerca de 70 a 80% de água, sendo um excelente produto orgânico para a recuperação de solos exauridos ou de baixa fertilidade (SANTOS et al, 2014).

A torta de filtro é um resíduo produzido em grandes volumes (30-50 kg t⁻¹ de cana moída) e por isso a maioria das usinas de açúcar têm problemas com sua gestão, manuseio, transporte e eliminação devido o alto teor de água, e o odor que atrai insetos e pragas, afetando negativamente a usina e seus arredores (TSAI et al., 2003; SEN; CHANDRA, 2007). Em função das dificuldades de gestão do resíduo as usinas acabam utilizando a torta de filtro fresca para fertilização das plantações de cana próximas às usinas, sendo essa prática adotada em quase todos os países produtores de cana (CHAUHAN et al., 2011).

Têm sido relatado como principais efeitos da torta de filtro sobre as propriedades do solo o aumento das concentrações de nitrogênio, fósforo e cálcio

(ROSSETO; DIAS, 2005; ALMEIDA-JÚNIOR et al., 2011). E devido a natureza orgânica pode também contribuir com aumento da capacidade de troca catiônica (CTC), capacidade de retenção de água e redução das concentrações de alumínio trocável (Al_3^+) e acidez do solo, devido as propriedades quelantes da MO sobre o alumínio (ROSSETO, 2008).

No entanto, a utilização excessiva e equivocada da torta de filtro fresca pode ocasionar lixiviação e escoamento de nutrientes contaminando águas superficiais e subterrâneas podendo, inclusive, causar eutrofização, devido os altos teores de fósforo e nitrogênio presentes nesse resíduo (KILLI et al., 2014). Além disso, devido a composição desbalanceada de nutrientes e o elevado teor de umidade são necessárias grandes volumes de torta para atingir a aplicação nutricional dos fertilizantes minerais, aumentando o custo com transporte e aplicação (ADORNA et al., 2013).

O odor desagradável durante a biodegradação biológica, a alta temperatura do resíduo (65°C), e o longo período de decomposição natural também são fatores limitantes a aplicação da torta de filtro fresca ao solo (SEN; CHANDRA, 2007). A elevada relação C:N da torta de filtro fresca é outro fator preocupante, relatos da literatura mencionam a imobilização de nutrientes e de fitotoxicidade após a aplicação de resíduos que não foram anteriormente estabilizados (RAJ; ANTIL, 2011). E por último a torta de filtro fresca pode conter micro-organismos patogênicos acima dos níveis considerados seguros podendo ocasionar problemas de saúde pública (HIMANEN; HANNINEN, 2011).

Desta forma, descartar o resíduo torta de filtro fresca no solo pode tornar-se uma preocupação (BUTLER et al., 2001; KHWAIRAKPAM; BHARGAVA, 2009). Por isso, é necessário que a torta de filtro antes de ser utilizada no solo passe por um processo de estabilização (ANTIL et al., 2013). Quando submetidos a um processo de tratamento eficiente seja por compostagem ou pirólise, obtêm-se no final do processo um produto orgânico estabilizado que pode ser aplicado ao solo como fertilizante orgânico ou associado a fertilizantes minerais para produção de organominerais (FIRME, 2005; PRADO et al., 2013). A utilização do resíduo torta de filtro estabilizado para a produção de organominerais pode reduzir a quantidade de fertilizante químico utilizados, melhorar a fertilidade dos solos, além de contribuir para

a gestão desse resíduo reduzindo o impacto negativo da indústria da cana de açúcar no meio ambiente (ODLARE et al., 2015).

Compostagem de resíduo orgânicos

A intensiva atividade na agricultura gera grandes quantidades de resíduos orgânicos (PAREDES et al., 2002). Estes resíduos devem ser geridos de acordo com práticas de eliminação adequadas, evitando impactos negativos sobre o meio ambiente (BURTON; TURNER, 2003). A compostagem é uma técnica que visa reciclar resíduos orgânicos em geral, como os produzidos na agroindústria, a exemplo da torta de filtro.

O processo de compostagem elimina ou reduz o risco de propagação de patógenos, parasitas e sementes de ervas daninhas associadas aos resíduos, conduzindo a um produto final estabilizado, que pode ser usado para melhorar e manter a qualidade e fertilidade do solo (ZHANG; SUN, 2016). A compostagem de resíduos orgânicos é um processo oxidativo e aeróbio, onde comunidades microbianas diferentes mineralizam parte da MO contribuindo com a humificação de compostos recalcitrantes (SILVA et al., 2016).

Durante a compostagem, vários micro-organismos atuam em um processo bioquímico complexo (DIAS, et al., 2010). Na primeira fase do processo micro-organismos mesofílicos assimilam fontes de carbono prontamente disponíveis e solúveis (açúcares, aminoácidos e ácidos orgânicos) produzindo CO₂, NH₃, H₂O, ácidos orgânicos e gerando calor (ADHIKARI et al., 2009). Nesse momento, os micro-organismos mesofílicos são inibidos quanto ao crescimento e os endosporos de fungos e bactérias termofílicas são estimulados (GOMES et al., 2007). Nesta etapa fontes de carbono facilmente assimiláveis já se esgotaram, restando polissacarídeos que fazem parte da constituição da biomassa, como celulose, hemicelulose e pectina, cuja degradação requer ação conjunta de enzimas extracelulares, que ocasionam elevação da temperatura para próxima de 70°C (MONDINI et al., 2004). Quando essas temperaturas elevadas são atingidas ocorre a redução de micro-organismos patogênicos que podem estar presentes no resíduo (HECK et al., 2013).

Geralmente, as formulações de mistura durante a compostagem são baseadas nas propriedades físicas e químicas das matérias-primas (BERNAL; ALBURQUERQUE; MORAL, 2009). Em alguns casos, no entanto, as propriedades físicas e químicas dos resíduos orgânicos podem tornar os resíduos inadequados para compostagem (CAYUELA et al., 2010). Estas propriedades podem resultar em decomposição insuficiente e falta de saneamento do produto final, além de perdas do nitrogênio (N) dos resíduos para a atmosfera como um poluente (ZHANG; SUN, 2015). Além disso, o processo de compostagem é muito afetado pelas condições ambientais (temperatura, teor de umidade, pH, e aeração) e também pelas propriedades dos resíduos orgânicos (relação C/N, tamanho de partícula, e teor de nutrientes) (IQBAL et al., 2010). Se as condições da compostagem não são apropriadas, a eficiência do processo é comprometida, sendo necessário um longo período para que o resíduo seja biodegradado, ou caso a compostagem seja interrompida, será gerado um composto final não estabilizado (KHALIL et al., 2008).

A aplicação de um composto instável (imaturo) ao solo pode inibir o crescimento de plantas porque os micro-organismos competem por nutrientes do meio para manter a atividade de seus processos metabólicos (SANCHUKI et al., 2011). Outro problema decorrente da adição de um composto instável com elevada relação C/N ao solo é a imobilização do nitrogênio na biomassa microbiana tornando-o indisponível para plantas (SILVA et al., 2016). Além disso, compostos instáveis adicionados aos solos podem ser fitotóxicos devido a emissão de amônia e presença de substâncias fitotóxicas como compostos fenólicos, ácidos orgânicos de baixo peso molecular (ácido acético, propiônico e butírico) que são subprodutos intermediários da decomposição microbiana e óxido de etileno que é sintetizado durante a decomposição do composto instável no solo (GÓMEZ-BRANDÓN et al., 2008; CHEUNG et al., 2010).

Estes problemas no processo de compostagem podem ser reduzidos ou eliminados com a adição de nutrientes, principalmente nitrogênio, fósforo e magnésio, nas formas orgânicas, proporcionando um ambiente adequado para o crescimento e atividade microbiana (SANCHUKI et al., 2014). Além disso, a adição de nutrientes, levam a maior intensidade dos processos metabólicos dos micro-organismos, reduzindo o tempo de compostagem, e ainda favorecendo a biodegradação do resíduo em um

composto orgânico mais estável, rico em substâncias húmicas, que pode ser utilizado como fertilizante orgânico ou ainda associado a minerais inorgânicos para produção de fertilizantes organominerais (JÚNIOR et al., 2010; ZHANG et al., 2013).

O processo de pirólise para obtenção de biochar

O biocarvão (biochar em inglês) é um produto rico em carbono obtido quando uma biomassa ou material orgânico sofre decomposição térmica em condições limitadas ou na ausência de oxigênio, processo conhecido como pirólise (LEHMANN, 2007). Distingue-se do carvão vegetal e materiais semelhantes por seu uso como condicionador de solo (LEHMANN; JOSEPH, 2009). As propriedades do biochar são diferentes das do carvão vegetal embora ambos sejam materiais ricos em carbono (NIELSEN et al., 2014). O biochar é um produto não totalmente carbonizado, sendo produzido em temperaturas de pirólise mais baixas ($< 500^{\circ}\text{C}$) se comparadas ao processo de produção do carvão vegetal (OLESZCZUK et al., 2012).

Biochar pode ser produzido a partir de um grande número de resíduos (RUTHERFORD et al., 2012). Além disso, o processo de pirólise reduz o volume de biomassa podendo ser útil para a reciclagem de resíduos agrícolas gerados em grandes quantidades (ABDELHAFEZ et al., 2014). O processo de pirólise também promove a eliminação de patógenos presentes nos resíduos, diminuindo a contaminação associada ao descarte destes para o meio ambiente (AHMAD et al., 2014).

As características do biochar variam em função do tipo de resíduo, do tamanho de partícula deste resíduo e das condições de pirólise, como temperatura e tempo (pirólise rápida ou lenta) (PAZ-FERREIRO et al., 2013). Desta forma, o biochar pode conter grandes quantidades de carbono, macro e micronutrientes dependendo da matéria-prima e das condições do processo de pirólise (ENDERS et al., 2012; RONSSE et al., 2013; WIEDNER et al., 2013). Isto resulta num produto que pode apresentar amplas variações nas propriedades físicas e químicas, tais como o conteúdo de carbono e nitrogênio, área superficial, conteúdo de cinzas, capacidade de neutralização de ácidos, e interação com a solução do solo resultando em reações marcadamente diferentes (UCHIMIYA et al., 2011). Assim o comportamento do biochar no solo, sua

persistência e efeito no funcionamento bioquímico do solo pode variar de acordo com o tipo de solo e das características do biochar (HARVEY et al., 2012).

A elevação da temperatura de pirólise aumenta a quantidade de estruturas aromáticas no biochar e simultaneamente diminui a quantidade de carbono lábil disponível à biodegradação microbiana (BALDOCK; SMERNIK, 2002). Biochars produzidos a partir de materiais ricos em compostos de C lábeis, tais como resíduos orgânicos, podem fornecer maiores teores de C disponível para a comunidade microbiana do solo do que aqueles produzidos a partir de materiais ricos em lignina e celulose como a madeira (FANG et al., 2015). Além disso, dependendo das condições de pirólise, um biochar produzido a partir do mesmo material pode apresentar diferentes características como áreas de superfície, porosidade específica, pH e concentração de nutrientes (SMIDER; SINGH, 2014).

Biochar tornou-se um tema intensamente discutido dentro da ciência do solo nos últimos anos, devido seus efeitos benéficos sobre a saúde do solo e produtividade agrícola (XU et al., 2014). A literatura tem relatado que aplicação de biochar no solo pode melhorar a qualidade do solo e aumentar a produtividade agrícola (REEVE et al., 2010; JEFERY et al., 2011; JONES et al., 2012). O biochar representa uma forma estável da matéria orgânica em função de suas estruturas aromáticas, sendo uma eficiente ferramenta para promover o aumento da capacidade de troca catiônica (CTC) do solo (MADARI et al., 2006; SOHI et al., 2010). Apresenta também alta porosidade e elevada área de superfície específica, fato que confere condições favoráveis para absorção de compostos orgânicos solúveis, podendo contribuir não só com a disponibilidade de nutrientes, mas também com a retenção de água no solo, principalmente os de textura arenosa (GLASER; LEHMANN; ZECH, 2002).

Além disso, ao contrário da maioria dos materiais orgânicos adicionados ao solo, que são facilmente decompostos, a natureza recalcitrante de biochar aumenta o seu potencial como material que se altera em longo prazo, assim sua adição ao solo é uma medida promissora para o armazenamento, em longo prazo, de carbono no solo (CHAN et al., 2007; FELLET et al., 2011). Por isso tem crescido o interesse na utilização de biochar para alterar solos ácidos ou pobres em nutrientes a fim de promover a restauração ecológica do solo e ao mesmo tempo, realizar o sequestro de carbono (LEHMANN et al., 2003; XU et al., 2013).

Por ser mais resistente a decomposição o biochar pode também imobilizar contaminantes durante um longo período, protegendo, assim, as plantas e micro-organismos contra a toxicidade (BEESLEY et al., 2011). Além disso, em razão da elevada aromaticidade e área superficial, o biochar tem sido considerado um sorvente eficaz de poluentes orgânicos e inorgânicos (TONG et al., 2014). As alterações nas propriedades físicas podem levar a mudanças em outras propriedades do solo, principalmente químicas e biológicas, em função do surgimento de sítios quimicamente reativos e habitats de proteção para micro-organismos do solo (GREGORY et al, 2014; DOMENE et al., 2014).

Têm sido relatado, também que a adição de biochar ao solo pode alterar a atividade e dinâmica das populações microbianas de diferentes maneiras, dependendo de ambas as propriedades do solo e do biochar (DUCEY et al., 2013; AMELOOT et al., 2013; RUTIGLIANO et al., 2014). Estes resultados sugerem que as respostas à adição de biochar no solo são dependentes do tipo de solo, da taxa de adição e também das características do biochar (LIANG et al., 2014). Alguns estudos têm revelado que a adição biochar pode ter impactos negativos sobre as propriedades do solo, podendo adsorver agroquímicos, como pesticidas e também a MO do solo dificultando o acesso de enzimas microbianas (ZIMMERMAN et al., 2011). O biochar pode também apresentar em sua composição compostos tóxicos, dependendo dos materiais utilizados para sua produção (KOOKANA et al., 2011).

Devido estas variações tem sido sugerido que a qualidade do biochar varia com a matéria-prima, as condições de produção, e também das condições de armazenamento do biochar produzido (ANTAL; GRONLI, 2003). Neste sentido, tem sido propostos alguns parâmetros que devem ser medidos para avaliar a qualidade do biochar, dentre os quais estão a densidade, teor de CO, teor de cinzas, teor de nutrientes, composição elementar, área superficial, porosidade, grupos funcionais de superfície, capacidade de troca catiônica, e as propriedades de sorção (GASKIN et al., 2009). Como uma alteração para o sequestro de carbono e melhoria da fertilidade do solo, biochar também deve ser avaliado quanto a estabilidade de carbono, quantidade de nutrientes e a dinâmica de disponibilidade desses nutrientes para plantas (LIANG et al., 2014). Todavia, nem sempre é possível utilizar todas essas medidas para caracterizar os biochars produzidos,

o que dificulta a compreensão de como as características específicas dos diferentes biochars podem interagir com as propriedades do solo gerando diferentes resultados.

Assim, embora o uso de biochar como fertilizantes apresentem vantagens como a redução dos custos com adubações químicas, a melhoraria da fertilidade e produção agrícola e a mitigação de danos ambientais, principalmente, os associados às emissões de gases de efeito estufa através do armazenamento de C no solo. A compreensão das interações entre biochar, solo e processos biológicos, incluindo o impacto direto do biochar na microbiota do solo ainda são limitadas. Além disso, o efeito do biochar nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo a médio e longo prazo ainda não são conhecidos. Como também ainda, não está claro quais os efeitos da incorporação do biochar ao solo sobre a dinâmica da MOS, diversidade e funcionalidade da comunidade microbiana do solo, e qual seria a influência desse material na forma de disponibilizar nutrientes para as plantas.

O nitrogênio no sistema agrícola

O nitrogênio é um dos nutrientes mais utilizados para aumentar e manter a produção das culturas, sendo considerado um importante elemento na manutenção da sustentabilidade e viabilidade econômica de sistemas de produção (LEBAUER; TRESEDER, 2008; ABBASI et al., 2011).

É o nutriente mineral requerido em maior quantidade pelas plantas, as quais o assimilam nas formas inorgânicas, como ion amônio (NH_4^+) ou ions de nitrato (NO_3^-) (SPINELLI et al., 2013). A demanda de nitrogênio na planta ocorre por ele ser encontrado em grandes quantidades como constituinte essencial de aminoácidos, proteínas, bases nitrogenadas, fitohormônios, clorofila, entre outras moléculas (KNORR et al., 2005). Contudo, é o nutriente mais difícil de ser manejado nos solos de regiões tropicais e subtropicais, em função do grande número de reações que ocorrem com esse elemento no solo e da rapidez de algumas dessas transformações (SOUZA; SORATTO, 2006; BASTOS et al., 2008).

Tem sido relatado que mais de 50% do N aplicado não é assimilado pelas plantas sendo perdido através de diferentes mecanismos, tais como volatilização de

amônia (NH_3), nitrificação, desnitrificação, escoamento e lixiviação superficial (GAIHRE et al., 2015). Além disso, aplicações de N fertilizantes também estão sujeitas à imobilização na biomassa microbiana do solo, sendo que condições de elevada realação C:N do solo favorecem o aumento da imobilização de N na biomassa microbiana. (MALHI, et al., 2001).

A imobilização de N pode ser controlada por fatores bióticos e abióticos que influenciam tanto as perdas como a disponibilidade de N para as cultura (HABTESELASSIE et al., 2006). N inorgânico adicionado ao solo pode ser imobilizado pela biomassa microbiana do solo, principalmente como ácidos nucleicos, açúcares e aminoácidos (NANNIPIERI; ELDOR, 2009). Estes componentes microbianos podem ser posteriormente remineralizados ou redistribuídos entre as frações heterogêneas e menos instáveis da MOS (DEVÊVRE; HORWATH, 2001).

Assim, a mineralização e imobilização de N pelos micro-organismos do solo estão intimamente associado com a decomposição e estabilização do MOS, sendo o equilíbrio entre estes processos que define a disponibilidade de N para absorção pelas plantas (SAID-PULLICINO et al., 2014). Como N é um fator limitante para atividade dos micro-organismos do solo, principalmente em solos tropicais que apresentam baixos teores desse nutriente, a adição de N, pode modificar a biomassa e atividade microbiana, como também alterar a composição e funcionalidade das comunidades microbianas do solo, com reflexos sobre a estrutura e função do ecossistema (SARATHCHANDRA et al., 2001).

A ureia é a fonte de N mais utilizada na agricultura em todo o mundo e tende a permanecer como principal fertilizante nitrogenado pelas vantagens que apresenta em relação aos demais (XIAOYU et al., 2013). Ureia é o fertilizante nitrogenado sólido primário no mercado devido à sua alta concentração de N (46%) que favorece o transporte, estocagem, manuseio e aplicação, alta solubilidade em água, e a boa absorção dos produtos de sua hidrólise pelas plantas (YASIN-NAZ; SULAIMAN, 2016).

No entanto, as perda de nitrogênio por volatilização NH_3 tem sido uma preocupação primordial quando a ureia é aplicada a superfícies de ambos os solos ácidos e alcalinos (HU et., 2016). Isso porque a ureia, quando aplicada ao solo, está

sujeita a ação da urease que hidrólisa a uréia em amônia (NH_3) e dióxido de carbono (CO_2) na reação: $\text{CO}(\text{NH}_2)_2 \rightarrow \text{NH}_3 + \text{CO}_2$ (ZAMAN et al., 2013). Após a aplicação, a ureia é rapidamente hidrolisada resultando no aumento do pH do solo ao redor do grânulo de ureia, favorecendo ainda mais as perdas por volatilização (DAWAR et al., 2011). Estima-se que as perdas de N devido a volatilização de NH_3 a partir da ureia ultrapassam 50% (SOMMER et al., 2004).

As perdas de N dependem do tipo de solo, pH, capacidade de tamponamento, temperatura e umidade do solo e pode ser aumentada pela presença de resíduos de plantas que aumentem a atividade da urease em solos (SOARES et al., 2012). Além disso as perdas de N são mais elevadas em climas quentes (BOUWMAN et al., 2002). Estudos de campo no Brasil relataram perdas médias de 20-30% do N aplicado (CANTARELLA et al., 2008).

Além de reduzir a eficiência de aplicação da ureia com impactos econômicos para os agricultores, as perdas de N por volatilização tem efeitos ambientais potencialmente negativos, como a acidificação do solo, eutrofização das águas superficiais e subterrâneas, perda de biodiversidade, formação de partículas finas (com riscos à saúde humana) e as emissões secundárias de óxido nitroso (SALAZAR et al., 2012). A agricultura representa 60% das emissões antrópicas de N_2O sendo o aumento da utilização de fertilizantes nitrogenados sintéticos o fator que mais contribui para os aumentos de N_2O atmosférico (VAN DER WEERDEN et al., 2016).

Diante da necessidade de melhorar a eficiência da utilização da ureia e reduzir os impactos ambientais decorrentes do seu uso, vários compostos com potencial de atuar como inibidores da urease têm sido avaliados (CHIEN et al., 2009). Entre os vários tipos de inibidores da urease, que foram identificados e testados, N-(n-butil) triamida tiofosfórico (NBPT) apresentou os melhores resultados sendo considerado eficaz em concentrações relativamente baixas, de 0,01 a 0,5% (SANZ-COBENA et al., 2008). A inibição da urease ocorre por que o inibidor ocupa o sítio ativo da enzima impedindo sua ação, retardando e reduzindo o grau e a velocidade de volatilização de NH_3 (RAWLUCK et al., 2001). No entanto, apesar dos resultados positivos que tem sido relatado na literatura do efeito do inibidor NBPT na ação da enzima urease, este ainda apresenta um custo elevado, o que dificulta sua incorporação para produção de fertilizantes nitrogenados a base de ureia em grande escala.

Assim, visando também diminuir os custos associados a fertilização nitrogenada tem sido avaliada outras fontes alternativas de adubação, que permitam minizar as perdas de NH_3 por volatilização e aumentar a eficiência da adubação nitrogenada, sendo uma das alternativas apontadas como viáveis o uso de fertilizantes organominerais (HU et al., 2016). O objetivo dessa mistura é aumentar o teor de nutrientes dos materiais orgânicos e aumentar a eficiência na absorção de N pelas plantas devido à liberação gradual desse nutriente quando incorporada a uma matriz orgânica (ZHAO et al., 2016).

Além disso, resultados experimentais mostram que os fertilizantes organominerais têm diminuído a atividade da urease (SANZ-COBENA et al., 2008) e, com isso, retardado a hidrólise da ureia e, por sua vez, o pico de volatilização de NH_3 (SANZ-COBENA et al., 2012), com reflexos positivos no rendimento das culturas. A magnitude desses efeitos positivos varia muito com as características de solo, tipo de manejo e com as condições climáticas que alteram a volatilização de NH_3 na época de aplicação do fertilizante e nos primeiros dias subsequentes a essa prática (CANTARELLA et al., 2008).

Fertilizantes Organominerais

Os fertilizantes organominerais são a mistura de fertilizantes minerais com compostos orgânicos, e essa combinação pode representar uma estratégia para melhorar a produtividade agrícola e a qualidade do solo (AKANDE et al., 2010). Os compostos orgânicos, geralmente apresentam níveis elevados de macronutrientes tais como N, P, K, Ca (AITA et al., 2007) e micronutrientes tais como B, Zn e Mn, além de contribuir para aumentar os teores de MOS (GIACOMINI et al., 2009).

A combinação entre compostos orgânicos e fertilizante minerais pode contribuir para reduzir o impacto ambiental da atividade agropecuária, além de aumentar a fertilidade do solo (TEJADA; GONZALEZ, 2005; LIU et al., 2009). Além disso, sua utilização contribui para redução do uso de adubos químicos, diminuindo a dependência de fertilizantes importados com reflexo nos custos de produção e impactos ambientais (SOUZA et al., 2005). Outra vantagem do uso dos fertilizantes organominerais em relação aos fertilizantes minerais é o fato de utilizarem como matéria-prima resíduos

orgânicos que são passivos ambientais de outros sistemas de produção e que podem desta forma ser retornados ao processo produtivo (TEJADA et al., 2006; KIEHL, 2008).

Os fertilizantes minerais suprem a deficiência nutricional dos resíduos orgânicos, não sendo necessário aplicar altas doses para suprir a necessidade das culturas, podendo ser empregado em menores quantidades por área (BENITES et al., 2010). Além disso, o aprisionamento dos minerais à uma fração orgânica promove a liberação gradativa de nutrientes reduzindo os processos de lixiviação, fixação e volatilização (GUO et al., 2016).

Os aminoácidos livres contidos nos fertilizantes organominerais, além de servirem como veículo de entrada de nutrientes para planta e de ser uma excelente fonte de energia inicial aos micro-organismos do solo, atuam como precursores de hormônios, essenciais ao processo de enraizamento (SANTOS et al., 2014). Os benefícios agronômicos dos fertilizantes organominerais são variados e dependem de fatores ambientais e biológicos (LEVRERO, 2009). Os efeitos positivos incluem fornecimento de nutrientes, retenção de água no solo, melhora no desenvolvimento radicular e propriedades bio-físico-químicas do solo (ATKINSON et al., 2010; JEFFERY et al., 2011), redução de perdas de nutrientes, redução à erosão, menor acidificação do solo com redução do uso de calcário, e menor custo operacional com aplicação conjunta do produto orgânico e mineral (CHEN e al., 2010; ANDERSON et al., 2011).

Espera-se ainda, aumento da atividade microbiana no entorno da área de aplicação do fertilizante organomineral devido ao fornecimento de energia para os micro-organismos contida na fração orgânica, com reflexo também na ciclagem de nutrientes (NELISSEN et al., 2012; FARRELL et al., 2013). Assim, o uso de fertilizantes organominerais pode ser uma estratégia viável para melhorar a produtividade agrícola e a qualidade do solo (BIEDERMAN; HARPOLE, 2013; MCCORMACK et al., 2013; FARREL et al., 2014).

Morris et al. (2007) indicaram que o uso combinado de torta de filtro com fertilizantes minerais teve efeito benéfico sobre a produção de cana-de-açúcar em relação ao uso de fertilizantes minerais sozinho. Júnior et al. (2011) avaliando os efeitos

da torta de filtro em combinação com fertilizantes minerais verificaram um aumento das concentrações de fósforo, potássio e cobre nas partes aéreas da cultura, além da redução da acidez e concentrações de alumínio no solo, sugerindo que a associação da torta de filtro e fertilizantes minerais pode maximizar a produtividade e reduzir os custos associados com fertilizantes minerais.

Na última década, o mercado brasileiro de fertilizantes organominerais cresceu a uma taxa média de 10% ao ano, sendo o consumo concentrado nos setores de olericultura, floricultura e plantas perenes, e apenas uma pequena parcela destinada a grãos e fibras (ABISOLO, 2009). A pouca utilização de organominerais para monoculturas pode ser atribuída a baixa concentração de nutrientes e as características físicas do produto, uma vez que a maior parte destes fertilizantes tem sido comercializados na forma de farelo ou pó, fator este que dificulta a utilização de implementos agrícolas do tipo plantadeira (CARVALHO et al, 2014). Assim, a produção de fertilizantes organominerais na forma granulada e/ou peletizada, de forma que sejam oferecidos ao mercado produtos padronizados e com concentrações de nutrientes equivalentes às fórmulas minerais comerciais, representa o principal desafio tecnológico para ampliação do uso desses fertilizantes, em grande escala, no Brasil (RAO et al., 2007).

Indicadores bioquímicos e microbiológicos do solo

As exigências de uma agricultura competitiva e a preocupação com a integridade do meio ambiente têm estimulado uma demanda crescente para identificação de parâmetros que avaliem, precocemente e de modo eficaz, as alterações ambientais, indicando o nível de qualidade do solo e a sustentabilidade da produção agrícola.

O solo, devido à imensa heterogeneidade física, química e biológica, é considerado o ambiente microbiano mais diverso no mundo, sendo que a maioria destes micro-organismos ainda não estão caracterizados e representam um reservatório enorme de diversidade genética e metabólica ainda não explorado (DANIEL, 2005; BENT; FORNEY, 2008; MOCALI; BENEDETTI, 2010). Estima-se que cerca de 10^9 células microbianas estejam presentes em um grama de solo, sendo que existem

aproximadamente 10^4 a 10^7 espécies distintas neste ambiente (MARTINY et al., 2006; ROESCH et al., 2007).

Por muito tempo o conhecimento das comunidades microbianas do solo foi limitado às técnicas de cultivo direto (JOSEPH et al., 2003). Estes métodos são rápidos, baratos e podem fornecer informações importantes sobre o componente ativo, heterotróficos da comunidade microbiana do solo (MARTINY et al., 2006). No entanto, as limitações dessas técnicas não podem ser ignoradas (LI-ZHANG, 2008). Embora tenham sido feitas tentativas para conceber um conjunto de meios de cultura para maximizar a recuperação de diversos grupos microbianos de solos (LIU et al., 2007), apenas 0,1% a 1,0% dos micro-organismos do solo são cultiváveis e por isso a diversidade destas comunidades ainda são pouco conhecidas (HE et al., 2006).

A adoção de técnicas moleculares, independentes de cultivo, têm permitido investigar a diversidade microbiana em vários solos (CHU et al., 2010). As informações obtidas tem demonstrado que a análise das comunidades microbianas do solo podem prover importantes percepções dentro da funcionalidade e estabilidade do ecossistema (BENT; FORNEY, 2008). O acesso a composição das comunidades microbianas têm permitido caracterizar padrões espaciais e temporais de diversidade, bem como respostas a mudanças nas condições ambientais, perturbações e práticas de gestão agrícola (SOGIN et al., 2006). Assim, têm sido cada vez mais reconhecido que a compreensão da ecologia microbiana do solo é de fundamental importância para a restauração e sustentabilidade dos agroecossistemas (POTTHOFF et al., 2006).

Sabe-se que a complexidade da comunidade microbiana tem papel crucial para a funcionalidade do ecossistema (TIAN et al., 2013). A maioria dos processos do solo são mediados por micro-organismos que além de realizarem a ciclagem de nutrientes e decomposição da MOS participam ativamente nos ciclos biogeoquímicos do carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre (JANGIND et al., 2011), estando envolvidos também na degradação de contaminantes no solo, supressão de patógenos, formação da estrutura do solo dentre outras funções (ASAKAWA; KIMURA, 2008).

Bactérias e Archaea têm um papel essencial nos processos dos ecossistemas, pois além de serem ubíquas, possuem enorme versatilidade fisiológica e metabólica atuando em praticamente todos os ciclos biogeoquímicos (ASHBY et al., 2007). A sua

diversidade fisiológica e filogenética é consideravelmente maior do que a de animais e plantas e suas interações com outras formas de vida são extremamente complexas (PROSSER et al., 2007). A diversidade de comunidades bacterianas são influenciadas por muitos fatores abióticos (solo, condições ambientais, gestão do uso do solo e práticas agrícolas) e bióticos (natureza da vegetação presente no solo) (NACKE et al., 2011; KOBERL et al., 2011).

A microbiota do solo se adapta rapidamente às restrições ambientais, ajustando sua biomassa, taxas de atividade e composição da comunidade (SCHLOTTER et al., 2003; SULEIMAN et al., 2013). Além disso, como o crescimento e atividade funcional dos micro-organismos são reguladas pelas propriedades do solo, como a nutrição, textura, pH, temperatura e umidade, os micro-organismos respondem rapidamente às mudanças nas condições ambientais (ALLYSON; MARTINY, 2008). Por isso têm sido considerados como indicadores mais sensíveis às alterações de propriedades e impactos causados pelo manejo inadequado do solo, quando comparado a indicadores de caráter físico ou químico (THEUERL; BUSCOT, 2010; BURNES et al., 2013; BLAGODATSKAYA; KUZUYAKOV, 2013).

Uma variedade de parâmetros microbianos têm o potencial para serem utilizados como indicadores de diagnóstico da qualidade do solo, tais como a biomassa microbiana do solo, a atividade e diversidade microbiana e atividade enzimática (THEUERL; BUSCOT et al., 2010). No entanto, devido à multiplicidade de componentes microbiológicos e vias bioquímicas associadas aos processos do solo é pouco provável que a utilização de um único parâmetro possa descrever adequadamente o nível de qualidade do solo (SCHLOTTER et al., 2003). Mas a avaliação conjunta destes parâmetros pode ser útil para avaliar a gestão da qualidade do solo (FLEXÃO et al., 2004).

O carbono da biomassa microbiana (CBM) está associado à quantidade de nutrientes imobilizados, e consequentemente, com a fertilidade e o potencial de produtividade do solo e serve de base para estudos de formação e ciclagem da MOS (ZHAO; SU, 2014). No entanto, determinações da biomassa microbiana não fornecem indicações sobre os níveis de atividade das populações microbianas do solo, ou seja, podem ocorrer situações em que os solos apresentam elevadas quantidades de biomassa inativa e vice-versa (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006). Daí a importância dos atributos

que mensuram a atividade microbiana para avaliar o estado metabólico das comunidades de micro-organismos do solo (WEINTRAUB, 2008). Dentre esses destacam-se as determinações da taxa de respiração microbiana do solo (RMS) e a atividade enzimática (CHAER et al., 2009; BAILEY et al., 2011).

A respiração microbiana do solo (RMS) representa a quantidade de carbono liberado, estando este carbono na forma lábil ou prontamente metabolizável no solo, é o indicador ecológico mais utilizado nos trabalhos envolvendo a adição de resíduos orgânicos, por estar associada à atividade metabólica do solo (GRIGATTI et al., 2011; CUNHA et al., 2012).

As comunidades microbianas dos solos produzem enzimas extracelulares para adquirir recursos e energia de biomoléculas complexas presentes no ambiente solo (JIANG et al., 2016). Assim o metabolismo microbiano é um dos principais processos reguladores da transformação de nutrientes no solo (ARNOSTI, 2011). Ao quantificar a atividade potencial destas enzimas, é possível fazer inferências sobre o esforço relativo dirigido pelos micro-organismos para a obtenção de carbono, nitrogênio, ou fósforo a partir de fontes e substratos específicos (LU et al., 2015; ELZOBAIR et al., 2016). Além disso, a análise da atividade enzimática pode fornecer informações da diversidade funcional da microbiota do solo e, consequentemente, da qualidade do solo (BAILEY et al., 2011).

Por isso existe atualmente um grande interesse no uso de enzimas extracelulares como indicadores biológicos da qualidade do solo, porque são relativamente simples de determinar, têm importância ecológica, são sensíveis ao estresse ambiental e respondem rapidamente às mudanças no manejo e alterações antrópicas no solo (SINSABAUGH et al., 2005; RONSSE et al., 2013).

A síntese de enzimas microbianas são controlados sob diferentes mecanismos de regulação, sendo os principais a disponibilidade ou ausência do substrato alvo da enzima (BURNS et al., 2013). Os níveis elevados de produtos finais ou moléculas contendo o nutriente alvo pode reprimir a produção de enzimas, enquanto que níveis baixos de produtos finais ou nutrientes alvo podem induzir a produção de enzimas (GEISSELER; HORWATH, 2009). No entanto a relação entre a atividade da enzima e a degradação do substrato específico pode ser um processo complexo, pois a indução do

substrato não é o único fator que regula a produção de enzimas (ALISSON; VITOUSEK, 2005).

As enzimas desidrogenase e as hidrolases do diacetato de fluoescéina (FDA) são bons indicadores para avaliar atividade microbiana quando resíduos orgânicos são utilizados, por estarem ligadas às células microbianas viáveis e à capacidade oxidativa dos micro-organismos (GIL-SOTRES et al., 2005).

Fosfatases é um grupo de enzimas que apresentam capacidade de hidrolisar compostos orgânicos fosfatados, a exemplo fosfolipídeos, ácidos nucleicos e inositol hexafosfatado, sendo fundamentais na mineralização e ciclagem do fósforo no ambiente, promovendo reações de catalisação da hidrólise de fósforo orgânico a fósforo inorgânico (ALLISON et al., 2007).

β -glicosidase é uma enzima extracelular envolvida na mineralização de carbono, sendo a atividade desta enzima o principal indicador da transformação da matéria orgânica e disponibilização de C (glicose) aos micro-organismos do solo (GIL-SOTRES et al., 2005).

A urease é uma enzima que catalisa a reação de hidrólise da ureia para amônia e CO₂ (SANZ-COBENA et al., 2012). A análise desta enzima no solo permite fazer inferências sobre os efeitos da adição de fertilizantes e as práticas de adubações no solo (LI; GUO, 2013).

A dimensão da diversidade microbiana em solos agrícolas também é fundamental para a manutenção da saúde e qualidade do solo (GARBEVA et al., 2004; SHEN et al., 2008). Porém tem sido relatado que o uso do solo e as práticas de gestão da agricultura são as principais causas de perda de biodiversidade com consequências negativas na diversidade de espécies da comunidade bacterianas do solo (LIU et al., 2007; MOCALI; BENEDETTI, 2010).

A tecnologia de pirosequenciamento tem sido utilizada para caracterizar as comunidades microbianas em pormenor, uma vez que produz um grande número de sequências de DNA, tornando possível detectar unidades operacionais taxonômicas de baixa abundância (UOTs) (SOGIN et al., 2006). Além disso, o desenvolvimento de ferramentas de bioinformática permitiu análise sem precedentes de comunidades

bacterianas de vários ambientes (VENTER et al., 2004; TYSON et al., 2004; CHU et al., 2010). Os genes 16S rDNA são amplamente utilizados para avaliar a diversidade de bactérias no ambiente, detectar e quantificar populações bacterianas específicas e determinar relações filogenéticas entre grupos de bactérias (LANGILLE et al., 2013).

A fertilização, principalmente de N, afeta significativamente muitos dos processos biológicos e químicos nos ecossistemas terrestres (LARCHEVÊQUE et al., 2006; CÉSPEDES-PAYRET et al., 2012), sendo que a mudança mais rápida e proeminente é a modificação da estrutura e função da comunidade microbiana (BASTIDA et al., 2006; COOKSON et al., 2007; FU et al., 2015). Assim, devido à sensibilidade às alterações ambientais, a estrutura e abundância da comunidade microbiana têm sido utilizadas como indicadores de variações de qualidade do solo (MARSCHNER et al., 2003; CHU et al., 2007).

É notório que o surgimento dos métodos de biologia molecular, vem contribuindo de sobremaneira para a construção do conhecimento da estrutura e funcionalidade da comunidade microbiana no solo (FU et al., 2015). Entretanto, é necessário considerar essas técnicas associadas aos métodos tradicionais, pois o uso dessas metodologias permite apenas avaliar o potencial genético dos micro-organismos no solo, mas não avalia o nível de expressão deste potencial (SPOSITO; ZABEL, 2003). Técnicas que envolvem amplificação por PCR e o sequenciamento de regiões do DNA fornecem informações sobre a presença de micro-organismos no ecossistema, mas não fornecem informações sobre a sua atividade e potencial metabólico (KARLEN et al., 2003; SOGIN et al., 2006).

Assim para compreender as complexas interações entre a comunidade microbiana do solo e os processos do ecossistema é necessário também considerar a diversidade funcional e bioquímica que inclui a magnitude e a capacidade metabólica da comunidade microbiana do solo, tais como a ciclagem de nutrientes, decomposição de compostos e outras transformações (NEMERGUT et al., 2005; CONG et al., 2015).

MATERIAL E MÉTODOS

Produção do composto orgânico

O composto orgânico utilizado neste estudo foi obtido através do processo de compostagem assistida do resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar proveniente da Usina Santa Juliana, localizada em Santa Juliana, estado de Minas Gerais. A compostagem do resíduo foi realizada por processo de decomposição aeróbia controlada durante 35 dias. Para tal, a pilha de compostagem foi monitorada durante todo o processo sendo revirada manualmente a cada dois dias e a umidade mantida entre 40 e 50%. Além disso, foi utilizado um “coquetel” de nutrientes específicos, desenvolvido pela empresa de soluções ambientais Geociclo Biotecnologia S/A como bioacelerador do processo de decomposição. O preparo do coquetel foi realizado com base na caracterização do resíduo torta de filtro *in natura* (TABELA 1) buscando otimizar as condições nutricionais à atividade metabólica dos micro-organismos. Essa tecnologia de adicionar nutrientes à pilha de compostagem aumenta a atividade metabólica dos micro-organismos, acelerando o processo de biodegradação e estabilização do resíduo, reduzindo o tempo de compostagem e aumentando a concentração de nutrientes no produto final. Após 35 dias de compostagem foi obtido o composto orgânico, sendo realizada uma nova caracterização físico-química que foi utilizada para o balanço nutricional das fontes minerais adicionadas para a produção dos fertilizantes organominerais (TABELA 1).

Produção do Biochar

Para produção do biochar, o resíduo torta-de-filtro *in natura* foi seco ao ar até atingir uma umidade de 10%. Em seguida foi passado em um moedor e peneirado em malha de 2 mm. Sendo posteriormente colocado em um forno reator de pirólise para obtenção do biochar. A cada batelada foram utilizados 500g de resíduo submetido à temperatura de 475 °C durante duas horas. Após a obtenção do biochar foi feita uma caracterização físico-química para ajustar os parâmetros para a produção dos fertilizantes organominerais (TABELA 1).

TABELA 1. : Caracterização físico-química do resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar *in natura*, torta-de-filtro pirolisada (biochar) e torta-de-filtro compostada (composto orgânico).

Propriedade	Torta de filtro ¹	Biochar ²	Composto orgânico ³
Umidade (%)	59,5	3,8	46,3
Carbono orgânico (g kg ⁻¹)	310	225	229
Nitrogênio (g kg ⁻¹)	16,5	18,0	15,8
Fósforo (g kg ⁻¹)	9,4	17,8	18,4
Potássio (g kg ⁻¹)	3,5	9,7	11,1
CTC (mmolcKg ⁻¹)	296,7	225	393
Relação C/N (g g ⁻¹)	19/1	12,5/1	14,5/1
pH	7,07	5,59	5,4

¹ Resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar *in natura*

² Produto final do processo de pirólise do resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar

³ Produto final do processo de compostagem do resíduo torta de filtro de cana-de-açúcar.

Produção dos fertilizantes organominerais peletizados

Os fertilizantes orgânicos combinados com minerais usados neste estudo foram produzidos pela empresa Geociclo Biotecnologia S/A, com sede em Uberlândia, MG. O composto orgânico e biochar gerados pelo processo de compostagem assistida e pirólise respectivamente, receberam uma carga mineral de nitrogênio na forma de ureia, sendo submetidos a um processo industrial elaborado de produção em organomineral. Estes fertilizantes foram peletizados utilizando um polímero orgânico biodegradável solúvel em água, que retém a fase mineral do fertilizante dentro de uma matriz orgânica porosa (“pellets” de matéria orgânica). O processo de fabricação destes fertilizantes orgânicos combinados com minerais, desenvolvido pela empresa é flexível e permite uma ampla gama de formulações a partir do resíduo torta de filtro. Para este estudo foram produzidas as seguintes formulações: composto orgânico e biochar peletizado sem adição de minerais contendo apenas o resíduo torta de filtro estabilizado e o polímero orgânico empregado no processo de peletização. E as formulações nitrogenadas, nas quais o composto orgânico e biochar foram combinados com nitrogênio na forma de

ureia e inibidor de urease (NBPT). Todas essas formulações foram comparadas a um controle (sem adubação) e adubação com ureia convencional (TABELA 2).

TABELA 2. Distribuição dos tratamentos dos fertilizantes orgânicos e organominerais produzidos com biochar e composto orgânico combinado com nitrogênio em diferentes formulações (fontes) aplicados ao solo nos ensaios de incubação em condições de laboratório.

Tratamento	Fonte	Formulações (NPK)
T1	Controle ¹	sem adubação
T2	Biochar ²	00-00-00
T3	Orgânico ³	00-00-00
T4	Biochar + uréia ⁴	26-00-00
T5	Orgânico + uréia ⁵	26-00-00
T6	Biochar + uréia + NBPT ⁶	26-00-00 + 0,15 % NBPT
T7	Orgânico + uréia + NBPT ⁷	26-00-00 + 0,15 % NBPT
T8	Uréia convencional	45-00-00

¹ Solo sem adubação

² Torta de filtro pirolisada

³ Torta de filtro compostada

⁴ Organomineral de biochar

⁵ Organomineral de composto orgânico

⁶ Organomineral de biochar com 0,15% de NBPT

⁷ Organomineral de composto orgânico com 0,15% de NBPT

Amostragem do solo

O solo utilizado para montagem dos experimentos de incubação foi coletado na Fazenda Experimental do Glória no município de Uberlândia - MG, localizada nas seguintes coordenadas UTM: 7902595 N e 794065, e pertencente à Universidade Federal de Uberlândia. A região apresenta solos ácidos e pouco férteis, tipo Latossolo vermelho distrófico, com textura argilo-arenosa (CARRIJO; BACCARO, 2001). A amostragem do solo foi realizada procedendo-se a retirada da serapilheira do solo seguida da coleta de amostras coletadas aleatoriamente em áreas de 600 cm² (30 x 20 cm) por 10 cm de profundidade. No laboratório, as amostras de solo foram passadas em peneira com malha de 3,35 mm e uma subamostra de 100g foi seca em estufa a 70°C

por 24 horas. O solo seco foi triturado em cadinho de porcelana e enviado ao Laboratório de Análises de Solos (ICIAG-UFU) para caracterização química (TABELA 3).

A amostra de solo em condições naturais foi acondicionada em sacos plástico selado, mantido sob-refrigeração a 4°C até o dia seguinte, quando foi montado o experimento de incubação em condições de laboratório. Para tal, porções de 100 gramas de solo foram colocadas em frascos de vidro de 500 mL com tampa de vedação hermética, nos quais foram adicionados os fertilizantes orgânicos e organominerais em diferentes formulações especificadas na TABELA 4. Os fertilizantes formulados foram previamente macerados em cadinhos de porcelana e adicionados aos frascos, em quatro repetições para cada tratamento. A umidade do solo foi determinada conforme Tedesco et al. (1995) e ajustada para 25% ($p\ p^{-1}$) em todos os tratamentos apenas na montagem dos microcosmos. Todos os tratamentos foram montados com quatro repetições em 3 blocos com os mesmos tratamentos em esquema de sacrifício para posteriores avaliações da atividade enzimática, carbono da biomassa microbiana (CBM) e análise molecular nos tempos 5, 14 e 28 dias de incubação (FIGURA 1).

FIGURA 1. Esquema da montagem do experimento de incubação dividido em 3 blocos contendo todos os tratamentos em 4 repetições cada. Os blocos foram desmontados por sacrifício em 5 dias (A), 14 dias (B) e 28 dias (C) de incubação. As legendas dos tratamentos são T1- Controle; T2- Biochar; T3- Fertiizante orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico +N+NBPT; T8- Nitrogênio.

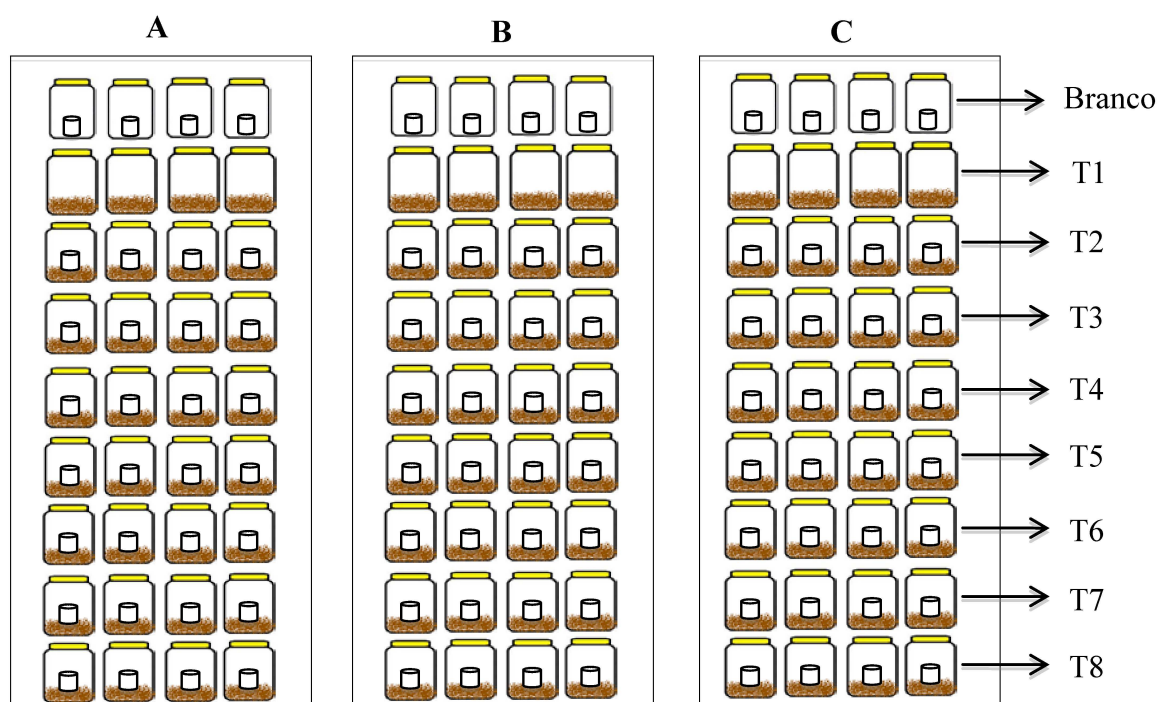


TABELA 3. Caracterização físico-química do solo utilizado nos ensaios de incubação, coletado na Fazenda Experimental do Glória no município de Uberlândia – MG.

Caracterização	Quantidade
Areia (g Kg ⁻¹)	550
Argila + Silte (g Kg ⁻¹)	450
Carbono (g C Kg ⁻¹)	26,8
Nitrogênio (mg N Kg ⁻¹)	0,70
Fósforo (mg P Kg ⁻¹)	2,06
Potássio (mg K Kg ⁻¹)	60
pH H ₂ O	5,2

TABELA 4. Distribuição dos tratamentos biochar e orgânico combinado com nitrogênio em diferentes formulações (fontes) aplicado ao solo nos ensaios de incubação em condições de laboratório.

Tratamento	Fonte	Formulações	g/100g solo
T1	Controle ^{\1}	-	-
T2	Biochar ^{\2}	00-00-00	1
T3	Orgânico ^{\3}	00-00-00	1
T4	Biochar + uréia ^{\4}	26-00-00	1
T5	Orgânico + uréia ^{\5}	26-00-00	1
T6	Biochar + uréia + NBPT ^{\6}	26-00-00 + 0,15 % NBPT	1
T7	Orgânico + uréia + NBPT ^{\7}	26-00-00 + 0,15 % NBPT	1
T8	Uréia convencional	45-00-00	0,57

^{\1} Solo sem adubação

^{\2} Torta de filtro pirolisada

^{\3} Torta de filtro compostada

^{\4} Organomineral de biochar

^{\5} Organomineral de composto orgânico

^{\6} Organomineral de biochar com 0,15% de NBPT

^{\7} Organomineral de composto orgânico com 0,15% de NBPT

Respiração microbiana do solo (RMS)

A atividade microbiana foi avaliada pela quantificação do CO₂ liberado do solo em condições de laboratório, conforme metodologia usual descrita por Stotzky (1965) com modificações. Copos descartáveis de 40 ml contendo 10 ml de NaOH (1 mol L⁻¹) foram colocados dentro de cada frasco de incubação para captura de CO₂ liberado da respiração microbiana. Os frascos foram hermeticamente fechados e mantidos no escuro em temperatura de 25 ± 1°C por um período de incubação de 28 dias. A determinação do CO₂ liberado foi realizada ao 0; 0,25; 1; 2; 3; 5; 7; 14; 19; e 28 dias, após a instalação do experimento. Após cada período de incubação foram retirados os copos plásticos dos frascos e, nestes, colocados 5 mL de cloreto de bário (BaCl₂.2H₂O, 1 mol L⁻¹) e algumas gotas de fenolftaleína (1%), sendo o excesso de NaOH titulado com ácido clorídrico (HCl, 0,5 mol L⁻¹). Na amostra controle foi colocado apenas o solo sem adubação e a amostra do branco foi constituída de frasco sem a porção de solo. O C-CO₂ liberado foi calculado pela fórmula:

$$QC = [(B-A) \times M_c \times M_{HCl}] / M_s \times 2$$

Sendo QC = quantidade de C liberada pelos micro-organismos em mg C-CO₂ Kg⁻¹ de solo; B= volume de HCl necessário para titular o excedente de NaOH da prova em branco; A= volume de HCl necessário para titular o excedente de NaOH da amostra; M_c = massa atômica do C (12); M_{HCl}= molaridade da solução de HCl (0,5 mol L⁻¹); M_s= massa seca do solo incubado (em kg); 2 = proporcionalidade de massa na reação entre o C liberado, na forma de CO₂, e o consumo de NaOH (STOTZKY, 1965).

Carbono da Biomassa Microbiana (CBM)

Aos 5, 14 e 28 dias de incubação o carbono da biomassa microbiana (CBM) foi determinado pelo método de fumigação-extração descrito por Vance et al., (1987) utilizando duas alíquotas de 20g de solo úmido de cada tratamento com quatro repetições. A primeira alíquota foi fumigada em dessecador acoplado a uma bomba de vácuo, contendo um béquer com pérolas de vidro e clorofórmio. O vácuo foi aplicado por até cinco minutos após o início do borbulhamento do clorofórmio, quando a bomba

foi desligada e o fechamento hermético do dessecador efetuado, para a incubação das amostras por 24 horas. A segunda alíquota não sofreu fumigação (Controle).

A extração do carbono das amostras foi feita em 50 mL de sulfato de potássio ($0,5 \text{ mol L}^{-1}$) sob agitação de 200 rpm por 30 minutos. Após decantação o sobrenadante da mistura líquida de solo foi filtrado em papel de filtro quantitativo JP 40 faixa branca, velocidade de filtração lenta (Quanti-JProlab). Em seguida foi utilizada uma alíquota de 20 mL do filtrado para determinação do carbono orgânico do extrato pelo método de oxidação com dicromato de potássio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$).

Uma alíquota de 1 mL do extrato obtido das amostras, 2 mL de dicromato de potássio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) e 5 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) foram misturado em tubo de digestão. Os tubos com as amostras foram levados para o bloco digestor a 150°C durante 1 hora de aquecimento. Após, as amostras permaneceram em repouso até esfriar, e o volume foi transferido para tubo “falcon” (50 ml), sendo o volume completado com água destilada. Desta solução, realizou-se as diluições necessária para determinação do carbono com difenilcarbazida. A coloração rosa decorrente da reação de difenilcarbazida com cromo hexavalente (Cr^{+6}) foi determinada em espectrofotômetro a 540 nm. A concentração de carbono foi estimada pela curva padrão com diferentes concentrações de Cr^{+6} (0, 5, 10, 25, 40, 45 e 50). A diferença na concentração de C entre as amostras fumigadas e não fumigadas dos extratos foram expressas como CBM utilizando um fator (K_c) de 0,45 (VANCE et al., 1987).

Atividades de enzimas

As atividades de enzimas foram realizadas nos ensaios montados em três períodos de incubação 5, 14 e 28 dias. A enzima desidrogenase foi determinada pelo método Mersi; Schinner (1991) em tubo falcon de 50 mL, contendo 1g de solo de cada tratamento, em quatro repetições. Aos tubos contendo solo foram adicionados 1,5 mL de tampão hidroximetil-aminometano ($\text{TRIS } 1 \text{ mol L}^{-1}$, pH 7,5) e 2 mL do substrato INT (*2-p-iodo-nitrophenyl-phenyltetrazolium choride* $4,4 \text{ mmol L}^{-1}$). Em seguida, as amostras foram incubadas em banho maria a 40°C por 5 horas. O produto da atividade enzimática (INTF, *iodo-nitrophenyl-formazan*) foi extraído coma adição de 10 mL de

solução metanol-dimetilformamida (1:1) sendo as amostras novamente incubadas em banho maria 40°C por 20 minutos. As amostras retiradas do banho maria foram mantidas no escuro por 40 minutos. Após, uma alíquota de 2 mL do sobrenadante, de cada amostra, foi coletada e centrifugada a 10000 xg por 5 minutos. A absorbância do sobrenadante foi medida em espectrofotômetro a 490 nm, sendo a atividade enzimática estimada a partir da curva padrão de INTF (*p-iodonitrotetrazolium violet-formazan*, Sigma, Poole, UK). Os resultados foram expressos em $\mu\text{g INTF g solo}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

A atividade da enzima β -glicosidase foi determinada conforme (EIVAZI; TABATABAI, 1988). O ensaio foi realizado com 1g de solo de cada tratamento, em quatro repetições. Aos tubos contendo solo foram adicionados 1 mL do substrato sintético ρ -PNG (*4-nitrophenyl- β -D-glucopyranoside* 4,2 mmol L⁻¹) e 4 mL de tampão universal modificado (TMU, pH 6,0). A mistura foi agitada e incubada em banho maria a 37°C por 3 horas. A extração do ρ -PNG (*p-nitrophenol*) foi realizada pela adição de 1 mL de CaCl₂ (1 mol L⁻¹) e 4 mL de NaOH (1 mol L⁻¹). Uma alíquota do extrato (2 mL) foi centrifugado a 10000 xg por 5 minutos. O produto da reação com substrato PNG foi determinado pela leitura em espectrofotômetro a 464 nm. A atividade da enzima foi estimada pela curva padrão com diferentes concentrações de ρ -PNG (Sigma, Poole, UK) e os resultados expressos em $\mu\text{g PNP g solo}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

A atividade da FDA (*Fluorescein diacetate*) foi determinada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA), conforme proposto por (GREEN; STOTT; DIACK, 2006). O ensaio da enzima foi realizada em tubo Falcon (50 ml), utilizando 2 g de solo de cada tratamento, em quatro repetições, sendo adicionado 15 mL de tampão fosfato de potássio (pH 7,6) e 0,2 mL do substrato (*fluorescein diacetate*), adicionados neste ordem. A mistura foi incubada em banho maria a 30 °C por 1 hora. Após, a extração de fluoresceína de sódio foi feita com 15 mL da solução de clorofórmio-metanol (2:1), seguida de agitação e incubação em banho maria 30°C por 10 minutos. Em seguida uma do extrato (1 mL) foi centrifugado a 10000 xg por 5 minutos. Sendo o produto da reação determinado pela leitura em espectrofotômetro a 464 nm. A atividade enzimática foi estimada pela curva padrão de fluoresceína de sódio em diferentes concentrações e os resultados expressos em $\mu\text{g FDA g solo}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

A atividade da enzima urease foi determinada de acordo com metodologia modificada de Kandeler e Gerber (1988), utilizando-se tubo falcon de 50 mL com 5g de

solo de cada tratamento, em quatro repetições. No tubo foi adicionado 5 mL de solução uréia (10%) e 5 mL de tampão citrato (pH 0,1mol L⁻¹, pH 6,7) sendo as amostras incubadas em banho-maria a 37°C por 3 horas. Após, um volume de água destilada foi adicionado para completar a medida de 50mL. Uma alíquota (1mL) do sobrenadante foi transferida para tubos eppendorf de 2 mL e submetida a centrifugação 10000xg por 5 minutos. O NH₄⁺ liberado foi quantificado utilizando 100 µL do sobrenadante, de cada amostra, pelo Kit Uréia 500, conforme descrito no manual de instruções do fabricante (DOLLES[®], Brasil), sendo a absorbância medida em espectrofotômetro em 600nm e os resultados expressos em µg NH₄⁺ g solo⁻¹ h⁻¹.

A atividade da enzima fosfatase ácida foi determinada de acordo com metodologia modificada de Tabatabai e Bremner (1969) pela liberação do substrato sintético *p*-nitrofenyl phoshate (2,4 mmol L⁻¹). Para tal, foi utilizado 1g de solo, de cada tratamento, em quatro repetições, acondicionados em tubo falcon de 50 mL. Em seguida foi adicionado 4 mL de tampão acetato buffer (pH6,5; 0,5M) e 0,5 mL de *p*-nitrofenol fosfato (15 mmol L⁻¹) sendo as amostras incubadas em banho maria a 37 °C por 1h. Posteriormente foi adicionado 1 mL de CaCl₂ (0,5 mol L⁻¹) e 4 mL de NaOH (0,5 mol L⁻¹). Uma alíquota de 1,0 mL do sobrenadante foi transferida para tubos eppendorf e centrifugada a 10.000 xg por 5 minutos. A quantificação do conteúdo de *p*-nitrofenol nas amostras foi determinada em espectrofotômetro em 405 nm. A atividade de fosfatase foi estimada pela curva padrão com diferentes concentrações de *p*-nitrofenol, sendo os resultados expressos em µg PNPg de solo⁻¹ h⁻¹.

Ensaio de volatilização de N-NH₃

A volatilização de NH₃ foi monitorada em um ensaio de incubação em condições de laboratório, utilizando apenas os tratamentos adicionados de nitrogênio na forma de ureia. A liberação de NH₃ foi determinada conforme metodologia descrita por Kjeldahl (1883) apud Bimüller et al. (2014). Para tal, porções de 100 gramas de solo (peso seco) foram colocadas em frascos de vidro de 500 mL com tampa de vedação hermética, nos quais foram adicionados as diferentes fontes (tratamentos) especificadas na TABELA 5. Os fertilizantes formulados foram previamente macerados em cadinhos de porcelana e adicionados aos frascos, em quatro repetições para cada tratamento. A umidade do solo

foi ajustada para 25% no início do ensaio, e em cada frasco foi colocado um copo plástico descartável de 40 mL contendo 10 mL de ácido bórico (2%) para captura do NH_3 volatilizado. Os frascos foram hermeticamente fechados e incubados no escuro em temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ durante 62 dias. A determinação do NH_3 volatilizado foi realizada pela titulação do excesso do ácido bórico com ácido sulfúrico (H_2SO_4 , $0,025 \text{ mol L}^{-1}$) aos 3, 6, 9, 12, 15, 18, 21, 27, 29, 32, 35, 38, 41, 47, 51, 55, 58 e 62 dias de incubação. A amostra controle continha apenas o solo sem adubação e a amostra do branco foi constituída de frasco sem a porção de solo contendo apenas copo plástico com 10 mL de ácido bórico 2%. O NH_3 liberado foi calculado pela fórmula:

$$\text{NH}_3 = [(A - B) \times M_n \times M_{AS}] / M_S \times 2$$

Sendo NH_3 = quantidade de NH_3 volatilizado pela ação dos micro-organismos do solo em $\text{mg NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo; A= volume de H_2SO_4 necessário para titular o excedente de ácido bórico da amostra; B= volume de H_2SO_4 necessário para titular o excedente de ácido bórico da prova em branco; M_n = massa atômica do N (14); M_{AS} = molaridade da solução de H_2SO_4 ($0,025 \text{ mol L}^{-1}$); M_S = massa seca do solo incubado (em kg) e 2 = proporcionalidade de massa na reação entre o NH_3 liberado e o consumo de ácido bórico.

TABELA 5. Distribuição dos tratamentos com biochar e orgânico combinado em diferentes formulações de nitrogênio (fontes) utilizados no ensaio de monitoramento da volatilização de N- NH_3 em condições de laboratório.

Tratamento	Fonte	Formulações	g/100g solo
T1	Controle ¹	sem adubação	1
T2	Biochar + uréia ⁴	26-00-00	1
T3	Orgânico + uréia ⁵	26-00-00	1
T4	Biochar + uréia + NBPT ⁶	26-00-00 + 0,15 % NBPT	1
T5	Orgânico + uréia + NBPT ⁷	26-00-00 + 0,15 % NBPT	1
T6	Uréia convencional	45-00-00	0,57

¹ Organomineral de biochar

² Organomineral de composto orgânico

³ Organomineral de biochar com com 0,15% de NBPT

⁴ Organomineral de composto orgânico com com 0,15% de NBPT

Análise Estatística

Os resultados de respiração microbiana do solo (RMS) e volatilização de NH₃ diário e acumulado foram analisados pelos valores médios de quatro repetições e desvio padrão amostral. Os resultados da atividade enzimática e carbono da biomassa microbiana (CBM) foram submetidos à análise de variância, e as diferenças significativas entre as médias, foram avaliadas pelo teste de Tukey a 5% de significância utilizando o programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2008).

Extração de DNA total das amostras de solo

O DNA genômico do solo foi extraído de 0,25g, dos tratamentos, em quatro repetições, utilizando o kit comercial *Power soilTM DNA Isolation kit* (MoBio Laboratories Inc, Carlsbad, CA, EUA) conforme as instruções do fabricante. A integridade do DNA total foi conferida por eletroforese em gel de agarose 0,8% (w/v), em tampão (Tris, ácido acético glacial, EDTA pH 8,0) onde foram aplicados 4 μ l do DNA extraído junto a 2 μ l de um tampão de corrida *Loading buffer* 10x (Azul de bromofenol 0,25% (p/v); glicerol 0,30% (p/v); Xileno cianol FF 0,25% (p/v) e TAE 1 \times) e 2 μ l do corante *Sybr[®] Green* (1:1000) (Life Technologies, Carlsbad, CA, EUA). Como padrão molecular, foi utilizado 4 μ l de *DNA Ladder 50 pb* (Invitrogen Technology). O gel foi submetido a um campo eletroforético de 80 V; 80mA por aproximadamente 40 minutos, sendo visualizado pelo contraste de luz ultravioleta. As concentrações de DNA foram também determinadas através do fluorômetro Qubit[®] 2.0, utilizando o *kit dsDNA HS Assay kit* (InvitrogenTM), conforme o protocolo do fabricante. As amostras de DNA extraído foram mantidas a -20°C até à sua utilização.

Preparo das bibliotecas

O fragmento do 16S DNA de Bacteria e Arquea foi amplificado usando os primers 515F (5'-GTGCCAGCMGCCGCGGTAA-3') e 806R (5'-GGACTACHVGGGTWTCTAAT-3') (CAPORASO et al., 2012) com o primer *forward* modificado pela adição de um adaptador PGM *sequencing* usando o kit *Ion XpressTM*

Plus Fragment Library e uma tag de identificação (*barcode*) composto por doze bases diferentes para cada amostra, que serviu para identificar a origem de cada uma das sequências usando o *kit Ion XpressTM Barcode Adapters* (Life Technologies, USA). Para reduzir qualquer efeito do *primer* composto na eficiência da PCR um *linker* de duas bases (GT) foi inserido entre o *primer* e o adaptador P1 e um *linker* de duas bases (CC) foi inserido entre o *primer* e a tag.

A amplificação foi realizada numa mistura de reação contendo 2,5 μ L de tampão da enzima *Taq DNA polimerase*, 1,5 μ l de $MgCl_2$, 5,0 μ L de dNTP (2,5 mM), 0,5 μ L de cada oligonucleotídeo iniciador, 0,5 μ l de *Taq Platinum DNA Polimerase* recombinante (Invitrogen), 0,5 μ L do adaptador específico para cada amostra (A1 a A16). O volume do DNA metagenômico foi calculado a partir da quantificação do DNA em ng/mL para adicionar ao Mix concentrações equimolares de DNA de cada amostra completando o volume necessário para totalizar 25 μ L com água ultrapura (Milli-Q).

A reação de amplificação foi realizada em um termociclador nas seguintes condições: desnaturação inicial a 94 °C por 3 min; desnaturação a 94 °C por 45 s; anelamento a 55 °C por 1 min; e extensão a 72 °C por 1h30min; extensão final a 72 °C por 6 min x 35 ciclos (SOGIN et al., 2006). A purificação do produto da PCR foi realizada de acordo com boletim *Prepare Amplicon Libraries without Fragmentation Using the Ion Plus Fragment Library Kit* revisão A.0 disponível em <http://ioncommunity.lifetechnologies.com> com algumas modificações durante a etapa de purificação como segue: a suspensão de bead com o DNA foi misturado com o *Agencourt[®] AMPure[®] XP Reagent* (Beckman Coulter, USA) (1,2x volume da amostra) em temperatura ambiente 10 min, em todas as etapas foram lavadas com 500 μ l de etanol 70 % durante 30s.

Após a purificação das bibliotecas, o tamanho do fragmento foi certificado em eletroforese em gel de agarose 1,2 % TAE 1x (Tris, ácido acético glacial, EDTA pH 8,0). O gel foi submetido a um campo eletroforético de 80 V; 80 mA por aproximadamente 1h 30 minutos, sendo visualizado em luz ultravioleta. A quantificação do amplicon foi estimado usando o *kit dsDNA HS Assay Kit* e o Qubit[®] 2.0 fluorometer. A biblioteca foi montada pela mistura de mesma quantidade de DNA de amplicon de cada amostra dos referidos tratamentos. A mistura de DNA dos amplicons foi

novamente quantificada no Qubit[®] 2.0 fluorometer. O pool foi calculado pela concentração de cada amplicon em moléculas/ µl utilizando a seguinte equação:

$$\text{Moléculas/ } \mu\text{l} = \text{concentração da amostra [ng/ } \mu\text{l]} \times 6,022 \times 10^{23} / 656,6 \times 109 \times \text{tamanho amplicon [pb]}.$$

PCR em emulsão

A PCR em emulsão foi realizada no *Ion One Touch 2™* utilizando o *Ion Template PGM™ OT2 400 Kit* (Life Technologies) seguindo o boletim *Ion PGM™ Template OT2 400 Kit* revisão A.0 (disponível em <http://ioncommunity.lifetechnologies.com>), onde as bibliotecas de amplicons foram ligadas a esferas (*Ion Sphere*) em um ambiente microfluídico com os reagentes limitados ao interior de micelas da emulsão. Desta forma, ocorre a reação de amplificação dos fragmentos de DNA ligados às esferas revestidas por streptavidina pelo adaptador B (biotina). Apenas as esferas que apresentarem um, e somente um, fragmento de DNA serão capazes de gerar sequências. Então após a amplificação é necessário recuperar as esferas contendo os produtos de amplificação. Para tanto é realizada uma quebra da emulsão que consiste na retirada do óleo emulsificado. Após essa quebra foi realizado um enriquecimento utilizando o *Ion Template PGM™ Template OT2 400 Ion Sphere™ Particles Kit* (Life Technologies), onde as esferas recuperadas podem ser contadas (utilizando contador de partículas) no início e após o procedimento de enriquecimento. Nesta etapa são eliminadas as esferas que falharam na amplificação e que, portanto, não contém fragmentos do gene 16S ligado à superfície.

Sequenciamento

As *Ions Spheres Particles (ISPs)* resultantes foram sequenciados em microchip *Ion 316™ Chip v2* utilizando o *Ion Torrent Personal Genome Machine PGM™* (Life Technologies, USA) e o *Ion PGM™ 400 Sequencing Kit* seguindo o fluxo de trabalho sugerido no boletim *Ion PGM™ Sequencing 400 Kit* revisão 2.0. Após sequenciamento, as sequências de leituras foram filtradas dentro software PGM que removeu baixa

qualidade e sequências policlonais. Todos os dados filtrados foram exportados como arquivo Fastq que foi usado para a análise de bioinformática subsequente.

Análise dos dados

As análises das sequências obtidas no sequenciamento foram realizadas utilizando o método recentemente publicado, UTO clustering, UPARSE (EDGAR, 2013), modificado para trabalhar com dados Illumina Miseq PGM (PYLRO et al., 2014), juntamente com os passos finais do QIIME (Quantitative Insights Into Microbial Ecology) (CAPORASO et al., 2010). Este método produziu dois arquivos de saída, uma tabela UTO em formato txt (convertida para o formato .biom) e um conjunto de sequências representativos para cada UTO em formato fasta. As sequências representativas foram então atribuídas a taxonomia usando uclust e banco de dados Greengenes como referência em QIIME (assign_taxonomy.py) e a taxonomia foi adicionada à tabela de UTO usando o conjunto de scripts descritos no <http://biom-format.org/>. Além disso, análises de diversidade foram realizadas utilizando o *pipeline* do QIIME, com o script core_diversity_analyses.py. Estes scripts completos estão disponíveis em <http://www.brmicrobiome.org/>.

Uma simples comparação do número de UTOs entre os grupos pode levar a enganosas interpretações devido à subamostragem ou variabilidade entre indivíduos e não entre os grupos. Portanto, para explorar melhor as semelhanças e as diferenças entre as comunidades bacterianas dos tratamentos avaliados foi realizada uma análise de coordenadas principais (PCoA). PCoA é um método de ordenação com base na análise estatística multivariada que mapeia as amostras em diferentes dimensões e reflete a similaridade das comunidades microbianas. Os cálculos foram realizados conforme o pipeline do QIIME (CAPORASO et al., 2010) onde uma matriz usando a métrica UniFrac (ponderado e não ponderada) para cada tratamento foi calculada. As distâncias foram transformadas em pontos no espaço como número de dimensões menor que o número de amostras. Para testar se os resultados foram consistentes, uma técnica de sequência Jackknifing foi utilizada em que os clusters PCoA foram regenerados usando um subconjunto correspondente a cerca de 70% do número total de sequências obtidas na amostra como menor número de sequências selecionadas aleatoriamente a partir de cada tratamento, em quatro repetições. As três primeiras dimensões principais, que geralmente contêm a maior parte da variação encontrada nas amostras, foram utilizados

para traçar um gráfico tridimensional que ilustra a distribuição dos tratamentos de acordo com suas semelhanças.

Predição metagenômica

A base de dados 16S rRNA foi utilizada para predizer funções microbianas nas amostras de solo analisadas usando *Phylogenetic Investigation of Communities by Reconstruction of Unobserved States* (PICRUSt). O software utiliza um algoritmo estendido de reconstrução ancestral para predizer os táxons presentes e combiná-los para estimar a composição metagênômica (LANGILLE et al., 2013). Para tal, são utilizadas sequências demultiplexadas que foram submetidas ao protocolo de seleção de UTOs por referência de proximidade (*closed-reference OTU picking*) (CAPORASO et al., 2010) onde estas sequências foram confrontadas com a base de dados de greengenes com 97% de identidade. Algumas sequências não referenciadas para esta base de dados foram descartadas. A tabela UTO resultante foi normalizada de acordo com número de genes 16S rRNA por genoma e uma predição funcional metagenômica foi criada. Para determinar as diferenças estatísticas entre os metagenômas das amostras de solo analisadas foi utilizado o software *statistical analysis of metagenomic profiles* (STAMP) (PARKS; BEIKO, 2010).

RESULTADOS

Todos os tratamentos aumentaram a respiração microbiana do solo (RMS) em relação ao tratamento Controle, sendo os maiores valores encontrados nos tratamentos com nitrogênio. O maior pico de atividade foi observado no período de 6 horas de incubação, no qual o tratamento Nitrogênio atingiu a máxima atividade de 1701,6 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹, seguido pelos demais tratamentos nitrogenados Biochar+N (1542 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹); Orgânico+N (1491,6 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹); Orgânico+N+NBPT (1478,4 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹); Biochar+N+NBPT (1228,8 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹). Os tratamentos sem nitrogênio Biochar e Orgânico apresentaram RMS de 820, 8 e 142, 8 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹ respectivamente, e o tratamento Controle 60 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹ no período avaliado de 6 horas de incubação. Para todos os tratamentos a atividade microbiana foi maior nos primeiros 5 dias de incubação, sendo reduzida gradualmente nos demais dias de avaliação até a estabilização em 28 dias de incubação (FIGURA 2).

Os tratamentos, Orgânico e Biochar aumentaram a RMS acumulada em 1,9 vezes (674,4 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) e 4 vezes (1445,9 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) respectivamente, em relação ao controle (353,4 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) em um período de 28 dias de incubação (FIGURA 3). Entre os tratamentos com nitrogênio a maior atividade no período avaliado foi observada nos tratamentos Orgânico+N (5289,9 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) e Orgânico+N+NBPT (5288,9 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) que aumentaram a RMS acumulada em 14,9 vezes em relação ao tratamento Controle, seguidos pelos tratamentos Nitrogênio (5259,7 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) e Biochar+N (5168 mg C-CO₂ Kg solo⁻¹) que aumentaram a RMS 14,8 e 14,6 vezes respectivamente, em relação ao tratamento Controle. Não foi observada diferença significativa do inibidor de urease (NBPT) entre os tratamentos Orgânico+N e Orgânico+N+NBPT na RMS. No entanto, no tratamento Biochar+N+NBPT foi verificada uma redução de 11% na RMS em relação ao mesmo tratamento sem o inibidor Biochar+N (FIGURA 3).

FIGURA 2. Efeito da adição de fertilizante orgânico, biochar e fertilizantes organominerais na respiração microbiana do solo (RMS) durante 28 dias de incubação em condições de laboratório. Atividade microbiana pontual ao longo do período de incubação (A) e atividade microbiana pontual avaliada nos períodos 5, 14 e 28 dias de incubação (B). As barras indicadas em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). As legendas dos tratamentos são T1- Controle; T2- Biochar; T3- Fertilizante orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico +N+NBPT; T8- Nitrogênio.

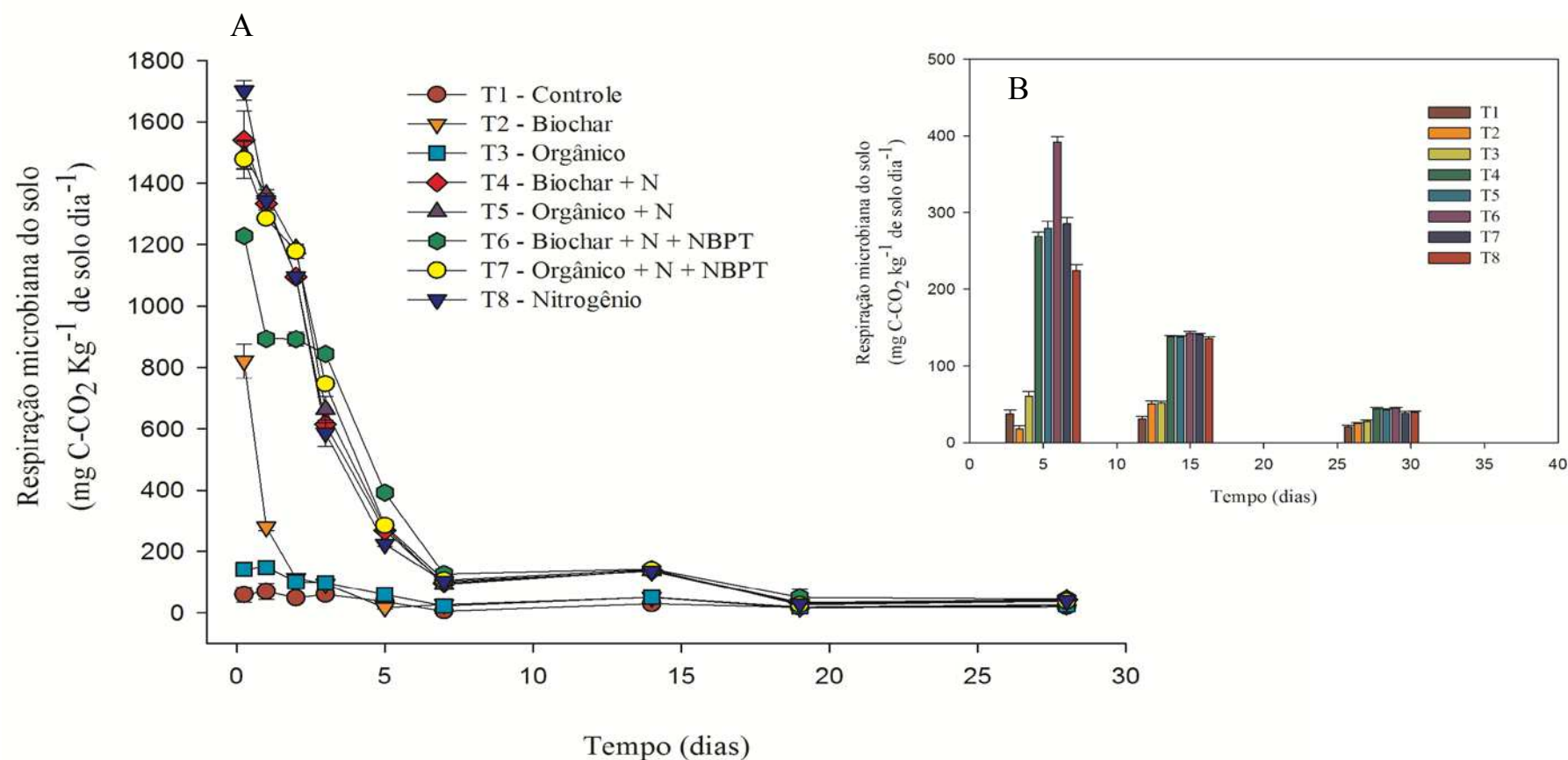
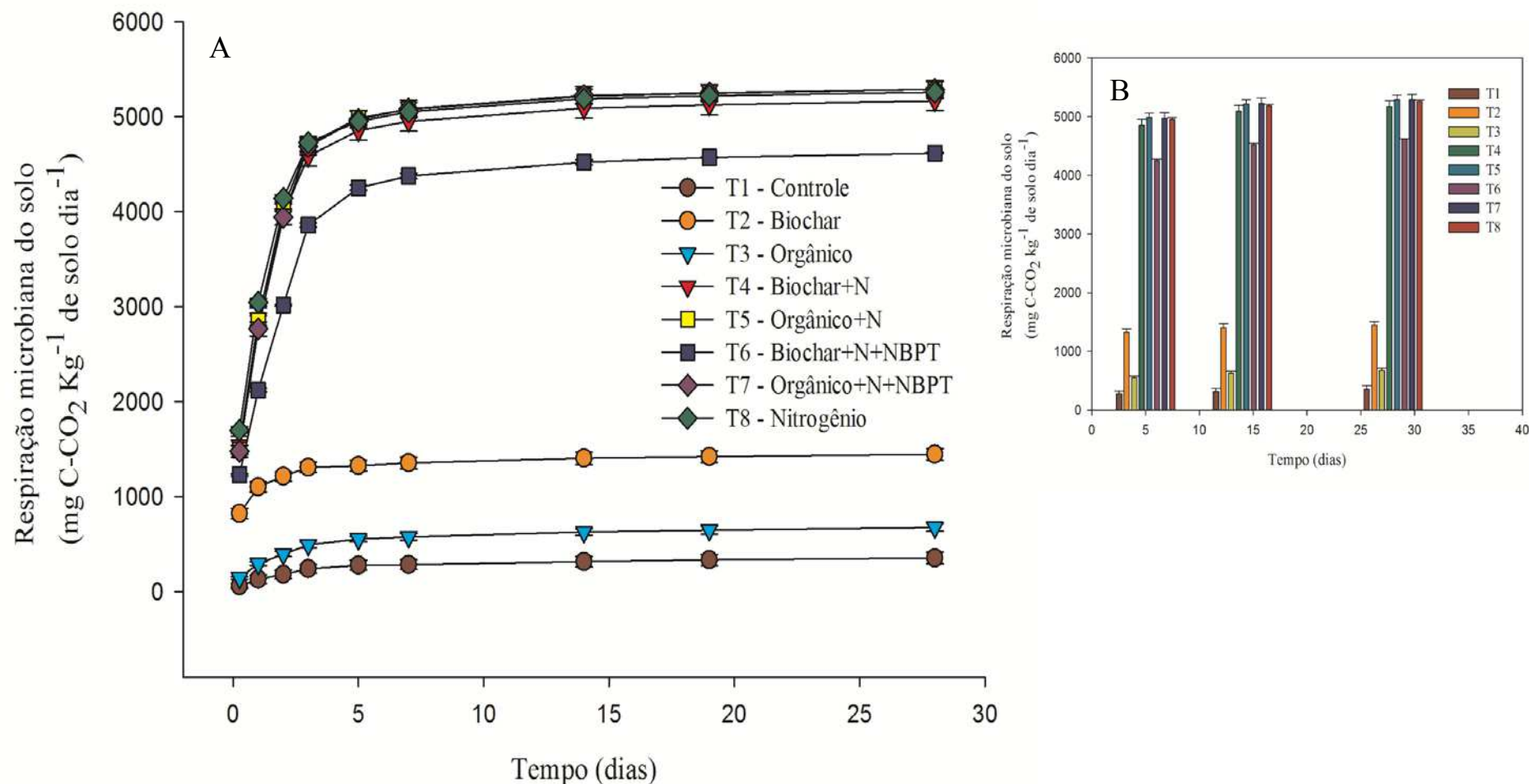
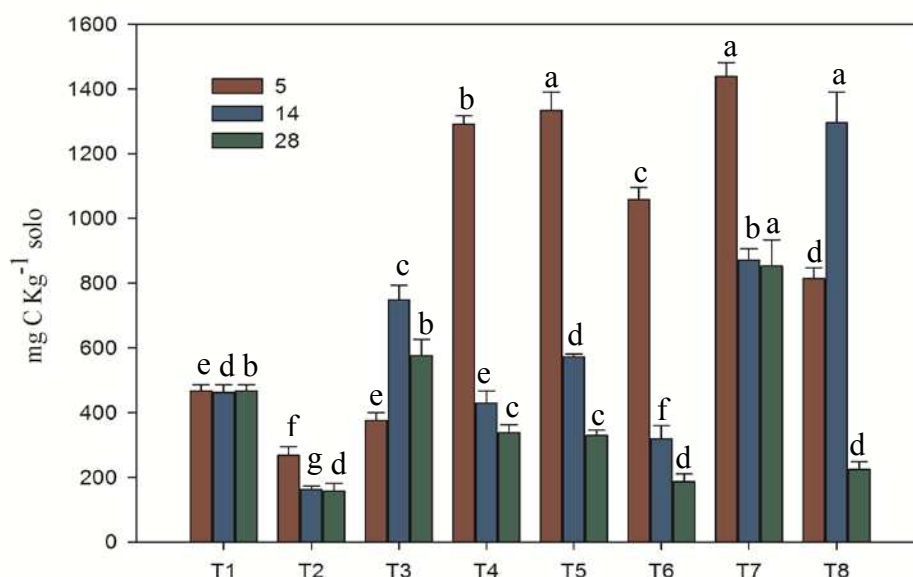


FIGURA 3. Efeito da adição de fertilizante orgânico, biochar e fertilizantes organominerais na respiração microbiana do solo (RMS) durante 28 dias em condições de laboratório. Atividade microbiana acumulada (A) e atividade microbiana acumulada avaliada nos períodos 5, 14 e 28 dias de incubação (B). As barras indicadas em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4). As legendas dos tratamentos são T1- Controle; T2- Biochar; T3- Fertilizante orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico +N+NBPT; T8- Nitrogênio.



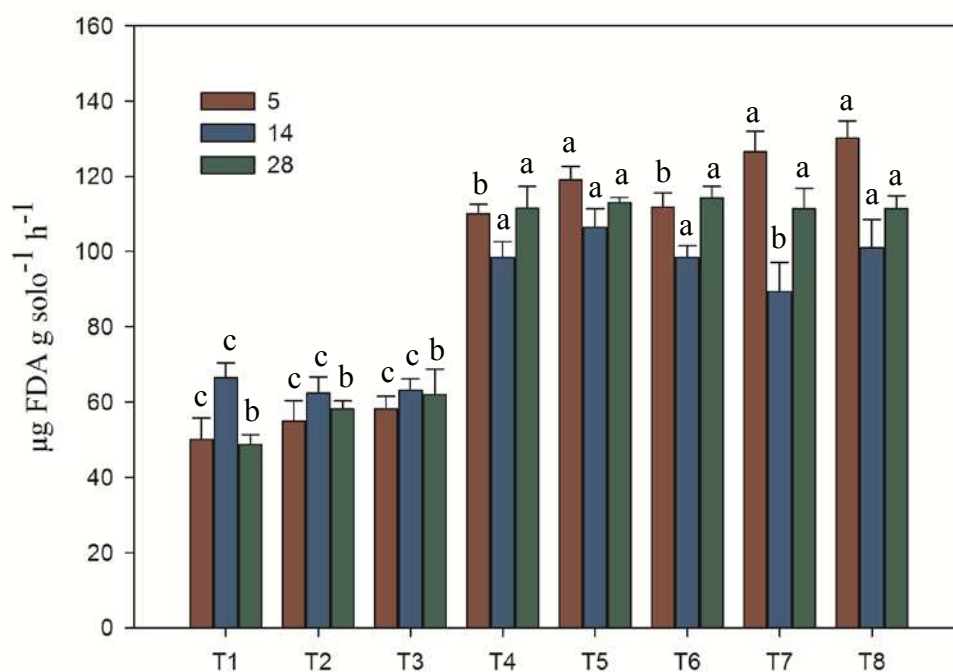
Todos os tratamentos com nitrogênio aumentaram o carbono da biomassa microbiana (CBM) em um período de 5 dias de incubação, apresentando redução ao longo do período de incubação, com exceção do tratamento Nitrogênio que apresentou o maior valor de CBM de 1295 mg C Kg⁻¹ solo, no período de 14 dias de incubação, sendo posteriormente reduzido em 28 dias de incubação (FIGURA 4). Em 5 dias de incubação os tratamentos com nitrogênio apresentaram os maiores valores de CBM, sendo a maior biomassa observada no tratamento Orgânico+N+NBPT (1438 mg C Kg⁻¹ solo) seguido pelos tratamentos Orgânico+N (1333 mg C Kg⁻¹ solo); Biochar+N (1290 mg C Kg⁻¹ solo); Biochar+N+NBPT (1057 mg C Kg⁻¹ solo); e Nitrogênio (814 mg C Kg⁻¹ solo). Os tratamentos Biochar e Orgânico apresentam CBM de 266 e 376 mg C Kg⁻¹ solo respectivamente, menores que o CBM do tratamento Controle (466 mg C Kg⁻¹ solo) no período avaliado de 5 dias de incubação. O tratamento Controle manteve-se constante durante todos os períodos avaliados não sendo observado alterações significativas na biomassa microbiana ao longo do período de incubação. No período avaliado de 28 dias todos os tratamentos apresentaram redução da biomassa apresentando valores de CBM menores que o tratamento Controle. Apenas os tratamentos Orgânico e Orgânico+N+NBPT apresentaram valores de CBM maior que o tratamento Controle em 28 dias de incubação (FIGURA 4).

FIGURA 4. Carbono da biomassa microbiana (CBM) nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%.



Em relação a atividade enzimática todos os tratamentos com nitrogênio apresentaram o mesmo comportamento para a atividade da FDA com significativo aumento (tuckey $p < 0,05$) no período de 5 dias de incubação, seguido de redução da atividade aos 14 dias e um aumento da atividade no período avaliado de 28 dias de incubação (FIGURA 5). Os maiores valores de atividade de FDA em 5 dias de incubação foram encontrados nos tratamentos Nitrogênio ($130 \mu\text{g FDA g solo}^{-1}\text{h}^{-1}$); Orgânico+N+NBPT ($126 \mu\text{g FDA g solo}^{-1}\text{h}^{-1}$) e Orgânico+N ($119 \mu\text{g FDA g solo}^{-1}\text{h}^{-1}$). Não foi observada diferenças significativas entre os tratamentos Controle, Biochar e Orgânico para atividade da enzima FDA e estes tratamentos apresentaram pouca variação ao longo do período de incubação (FIGURA 5).

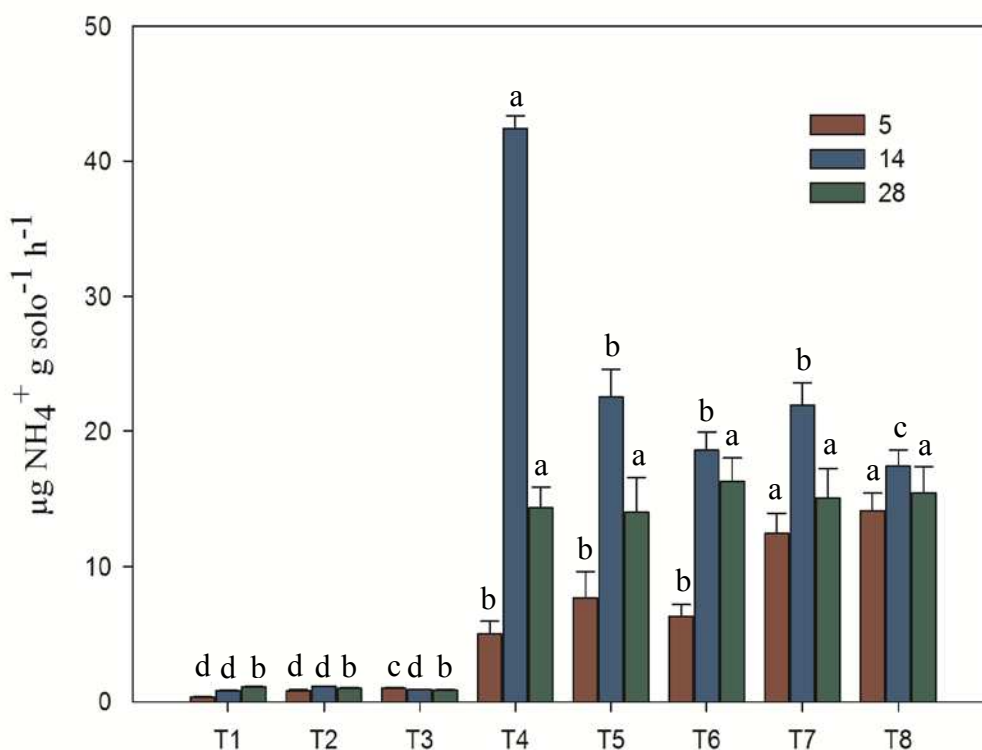
FIGURA 5. Hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%.



A atividade da urease apresentou comportamento semelhante ao observado para enzima FDA. A menor atividade foi observada nos tratamentos sem adição de nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) que não apresentaram entre si diferenças significativas para atividade da enzima urease (FIGURA 6). Nos tratamentos com nitrogênio foi observado um aumento significativo na atividade da urease (tuckey p

<0,05), sendo as maiores atividades observadas no período avaliado de 14 dias com posterior redução em 28 dias para todos os tratamentos com nitrogênio (FIGURA 6). A maior atividade da enzima urease foi observada no tratamento Biochar+N (42,4 $\mu\text{g NH}_4^+$ g solo⁻¹h⁻¹) seguido dos tratamentos Orgânico+N (22,5 $\mu\text{g NH}_4^+$ g solo⁻¹h⁻¹); Orgânico+N+NBPT (21,9 $\mu\text{g NH}_4^+$ g solo⁻¹h⁻¹); Biochar+N+BPT (18,5 $\mu\text{g NH}_4^+$ g solo⁻¹h⁻¹) e Nitrogênio (17,4 $\mu\text{g NH}_4^+$ g solo⁻¹h⁻¹) no período de 14 dias de incubação (FIGURA 6).

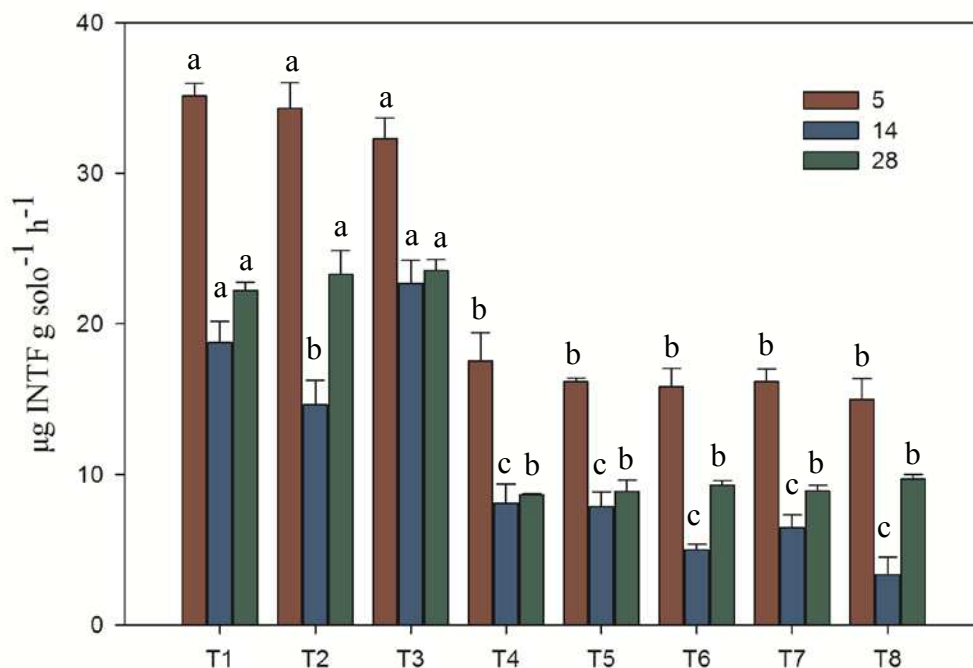
FIGURA 6. Atividade da enzima urease nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%



A atividade da enzima desidrogenase apresentou resposta oposta às enzimas FDA e urease, sendo os maiores valores encontrados nos tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) e os menores valores observados nos tratamentos adicionados de nitrogênio (FIGURA 7). Em todos os tratamentos foi observada maior atividade no período de 5 dias de incubação com redução da atividade nos períodos de 14 e 28 dias de incubação (FIGURA 7). As maiores atividades da desidrogenase foi observada nos tratamentos Controle (35,1 $\mu\text{g INTF}$ g solo⁻¹h⁻¹) Biochar (34,3 $\mu\text{g NH}_4^+$ g

solo⁻¹h⁻¹) e Orgânico (32,2 µg INTF g solo⁻¹h⁻¹) que não apresentaram diferenças significativas entre si (tuckey p < 0,05).

FIGURA 7. Atividade da enzima desidrogenase nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%.

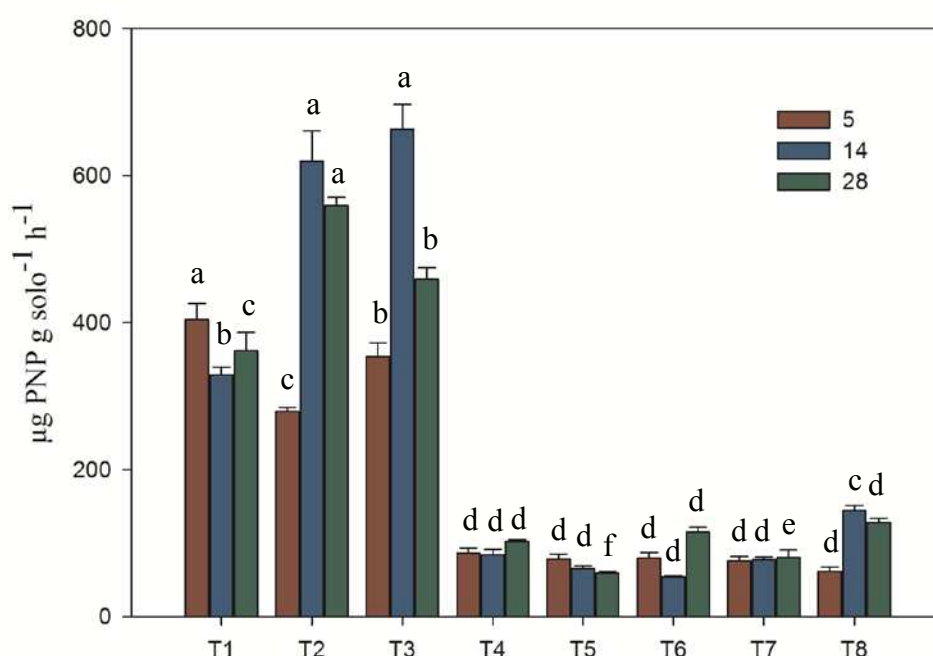


A atividade de Fosfatase e β -glicosidade apresentaram resultados semelhantes a atividade de desidrogenase apresentando maior atividade nos tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) e menor atividade nos tratamentos adicionados de nitrogênio (FIGURAS 8 e 9). Os maiores valores de atividade para fosfatase foram observados nos tratamento Orgânico (662 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) e Biochar (619 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) seguido pelo tratamento Controle (404 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) no período de 14 dias de incubação (FIGURA 8). Na avaliação do período de 28 dias de incubação as maiores atividades foram encontrada no tratamento Biochar (558,9 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) seguido pelo tratamento Orgânico (459,1 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) (FIGURA 8).

A atividade da enzima β -glicosidade foi maior nos tratamentos Orgânico (12,9 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) em 5 dias de incubação; Biochar (11,6 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) no período de 28 dias de incubação e Controle (10,9 µg PNP g solo⁻¹h⁻¹) em 5 dias de

incubação (FIGURA 9). Os tratamentos com nitrogênio apresentaram os menores valores de atividade de β -glicosidade, não sendo observado diferenças significativas entre as fontes de adubação nitrogenada (FIGURA 9).

FIGURA 8. Atividade da enzima fosfatase nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%.



Volatilização de N-NH₃

Em todos os tratamentos com nitrogênio, observou-se um aumento da volatilização de NH₃ quando comparados ao controle (FIGURA 10). Os maiores picos de volatilização de NH₃ foram observados no tratamento Nitrogênio ao terceiro dia de incubação (80,3 mg N-NH₃ Kg⁻¹ de solo dia⁻¹) seguido pelo tratamento Orgânico+N+NBPT (70,45 mg N-NH₃ Kg⁻¹ de solo dia⁻¹) e Orgânico+N (68,74 mg N-NH₃ Kg⁻¹ de solo dia⁻¹) no sexto dia de incubação (FIGURA 10). Neste experimento foi possível verificar que o inibidor de urease NBPT contriubuiu para retardar o início da volatilização de NH₃ nos tratamentos com nitrogênio e inibidor (FIGURA 10). Enquanto o tratamento Orgânico+N apresentou uma volatilização de 65,3 mg N-NH₃ Kg⁻¹ de solo dia⁻¹ em três dias de incubação o tratamento Orgânico+N+NBPT apresentou volatilização de 45,68 mg N-NH₃ Kg⁻¹ de solo dia⁻¹ no mesmo período, sendo

observada uma redução de 30% na volatilização de NH_3 em um período de três dias. O tratamento Biochar+N volatilizou 43,96 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1} em um período de 3 dias de incubação enquanto Biochar+N+NBPT no mesmo período volatilizou apenas 8,33 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1} uma redução de 81% na volatilização neste período.

A partir dos resultados da volatilização acumulada no período de 28 dias de incubação verificou-se que o tratamento que apresentou maiores perdas de NH_3 por volatilização foi o Nitrogênio (542,8 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1}) seguidos pelos tratamentos Orgânico+N (540,4 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1}) e Orgânico+N+NBPT (533,2 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1}), sendo as menores perdas de NH_3 observadas nos tratamentos Biochar+N (395,2 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1}) e Biochar+N+NBPT (429,9 mg $\text{N-NH}_3 \text{ Kg}^{-1}$ de solo dia^{-1}) que apresentaram uma redução na volatilização de NH_3 de 26,8 e 20,4% respectivamente em relação aos demais tratamentos com nitrogênio (FIGURA 11). Esses resultados demonstram que o inibidor de urease NBPT foi eficaz para retardar a volatilização de NH_3 mas não para inibir a volatilização ao longo do período avaliado.

FIGURA 9. Atividade da enzima urease nos diferentes tratamentos em 5, 14 e 28 dias de incubação em condições de laboratório. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3 - Composto orgânico; T4 - Biochar+N; T5 - Orgânico+N; T6 - Biochar+N+NBPT; T7 - Orgânico+N+NBPT; T8 - Nitrogênio. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de tukey a 5%.

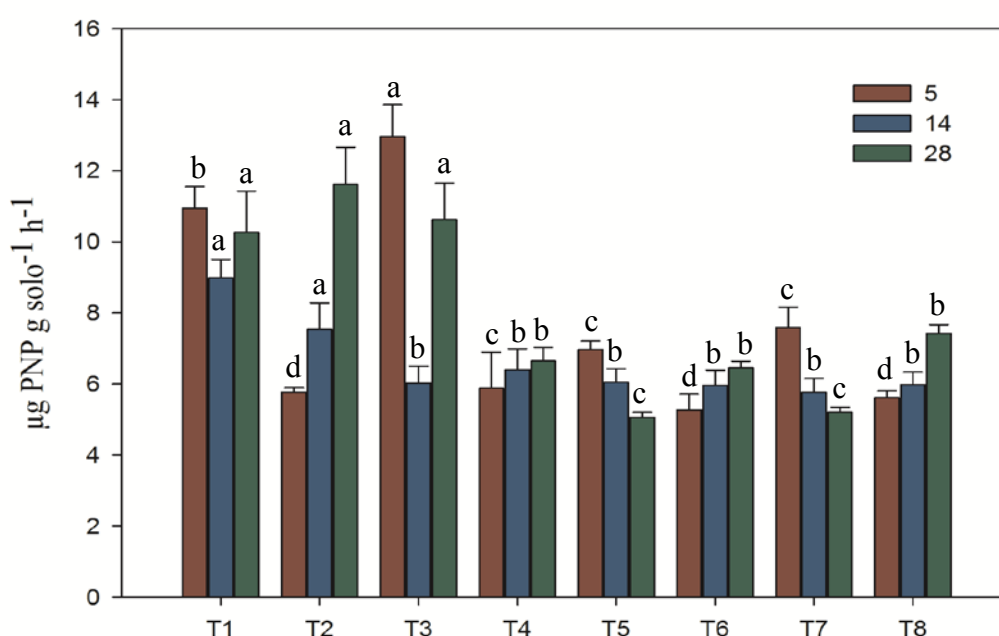


FIGURA 10. Volatilização de NH_3 pontual nos diferentes tratamentos durante um período de 62 dias de incubação em condições de laboratório. As barras em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral (n=4).

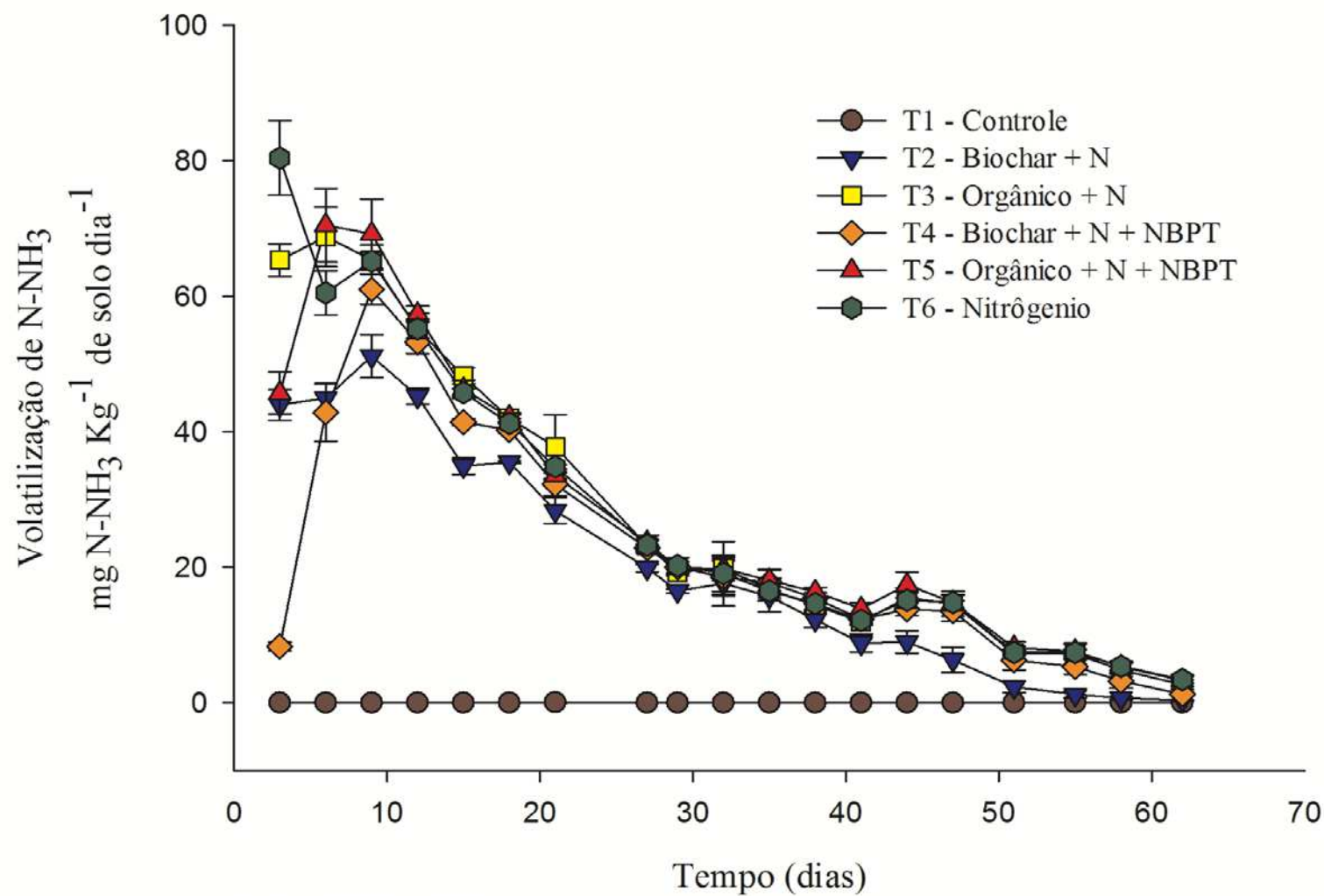
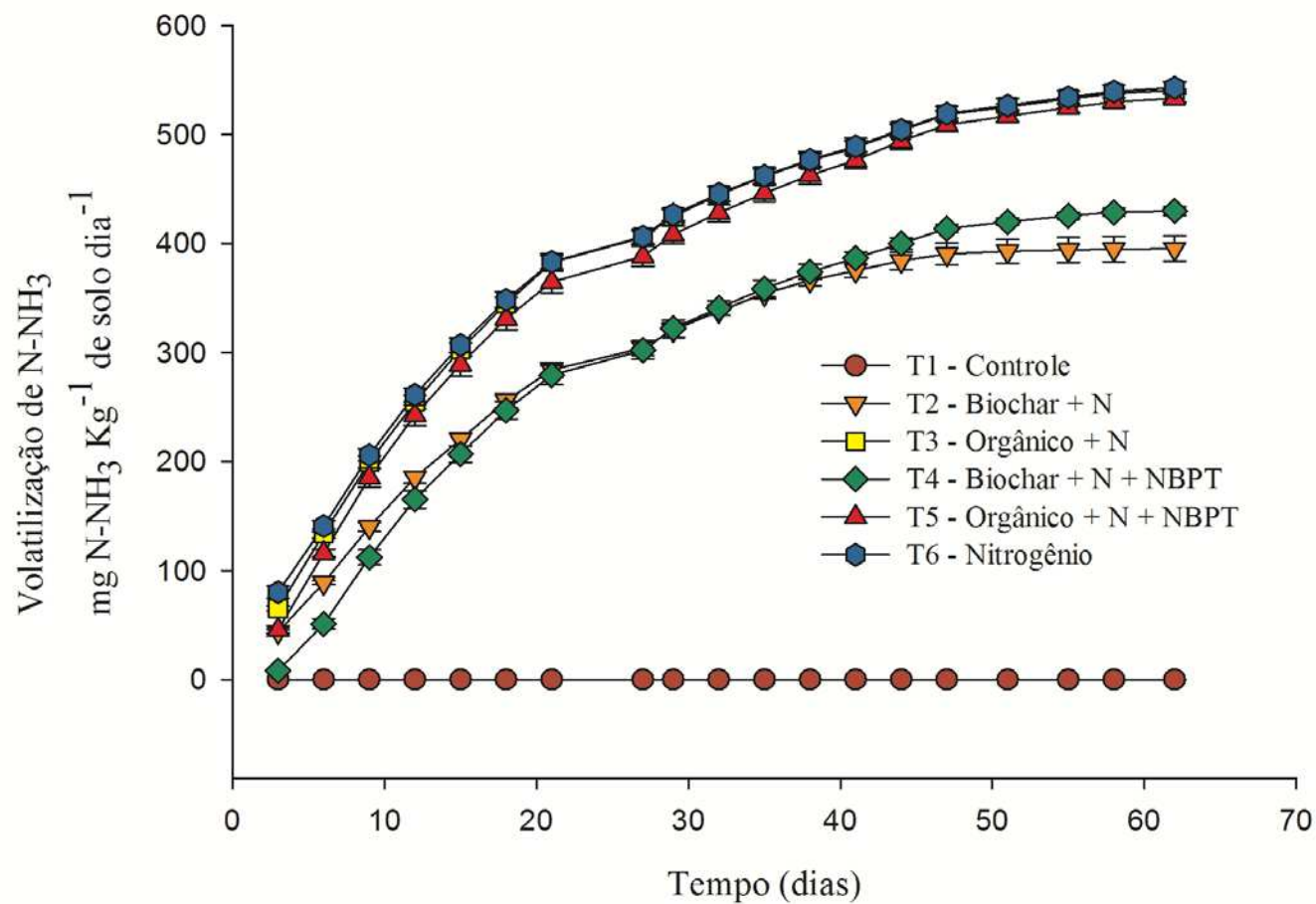


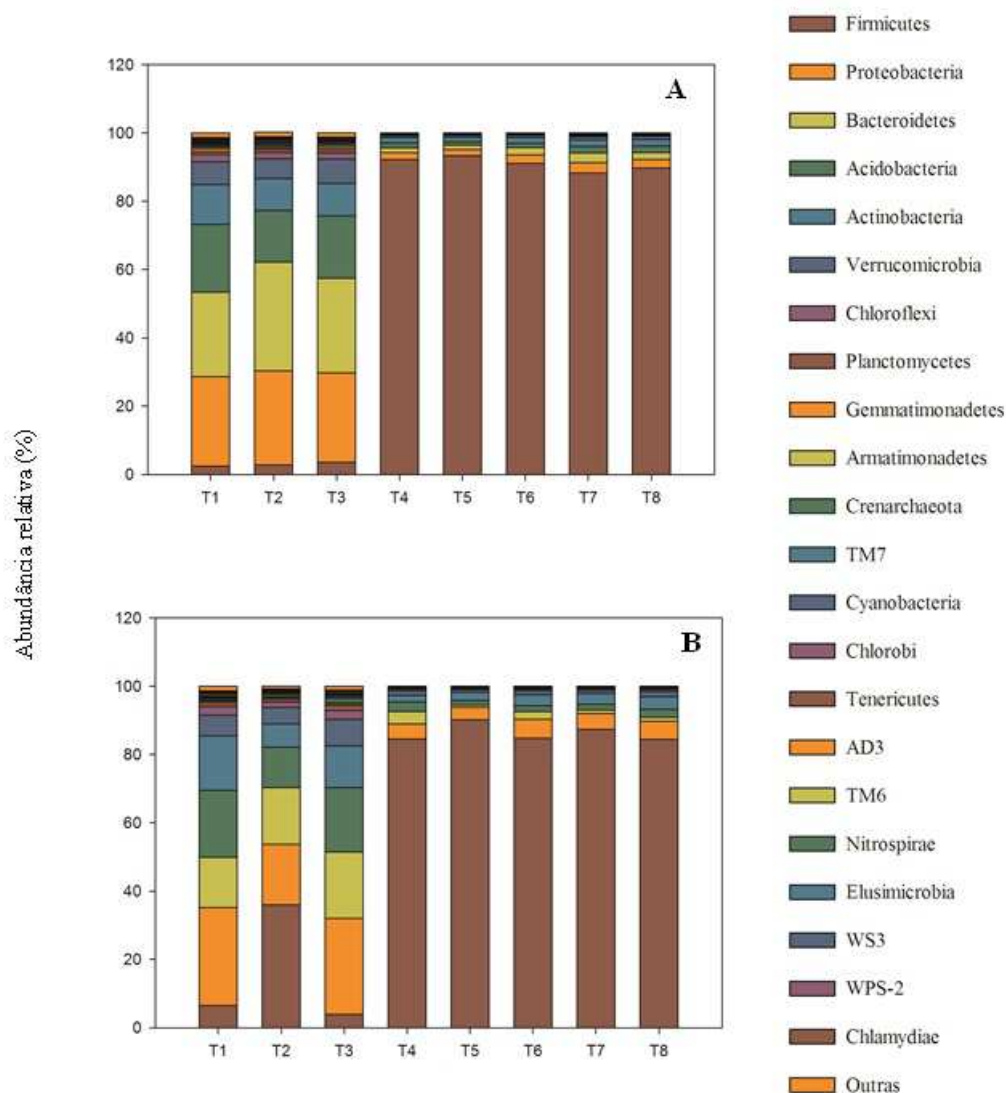
FIGURA 11. Volatilização de NH_3 acumulada nos diferentes tratamentos durante um período de 62 dias de incubação em condições de laboratório. As barras em cada tratamento representam o desvio padrão da média amostral ($n=4$).



Comunidade bacteriana do solo

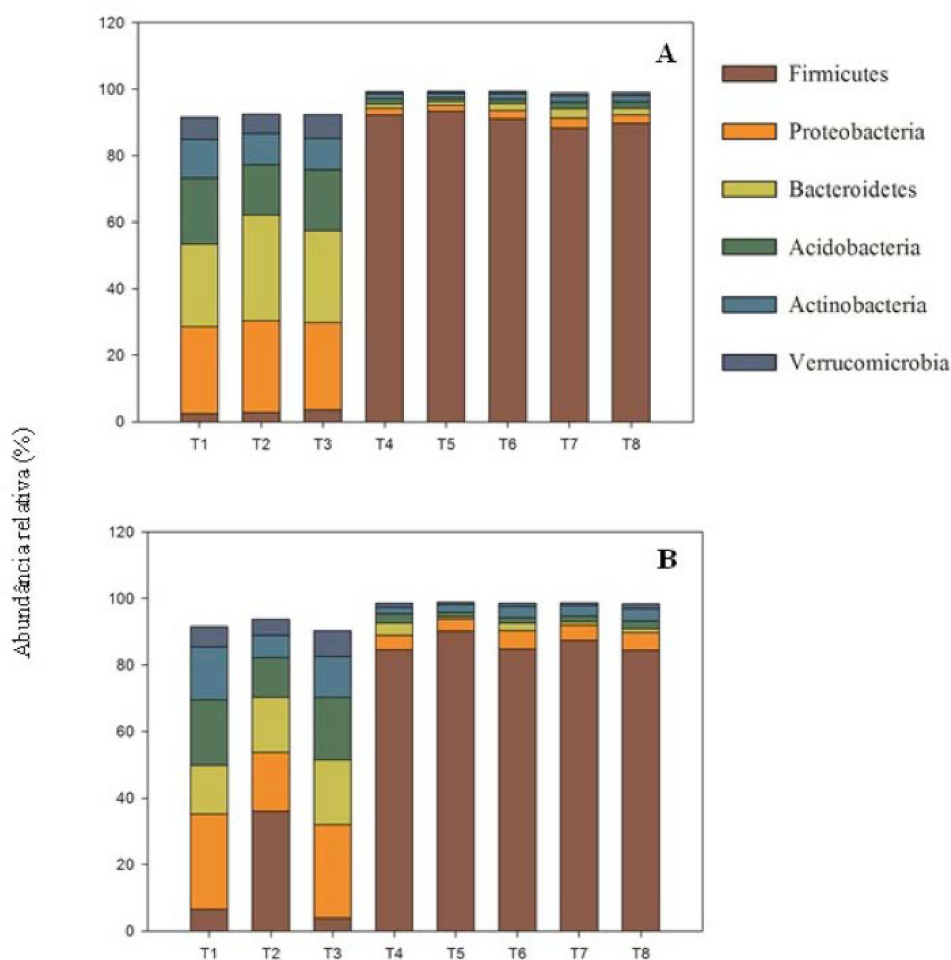
Usando o banco de dados Greengenes com um índice de confiança de 97%, um total de 23 filos foram encontrados nas amostras analisadas em 5 e 28 dias de incubação. Não foi observado diferenças de riqueza entre os tempos amostrais, sendo encontrados os mesmos filos em 5 e 28 dias de incubação (FIGURA 12). A maioria das sequências classificadas pertencem ao domínio de Bactérias, sendo encontrados apenas dois filos do domínio de Arquea, no entanto, como estes filos eram pouco representativos não foram considerados em nossos resultados.

FIGURA 12. Abundância relativa dos filos observados em 5 dias (A) e 28 dias (B) de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.



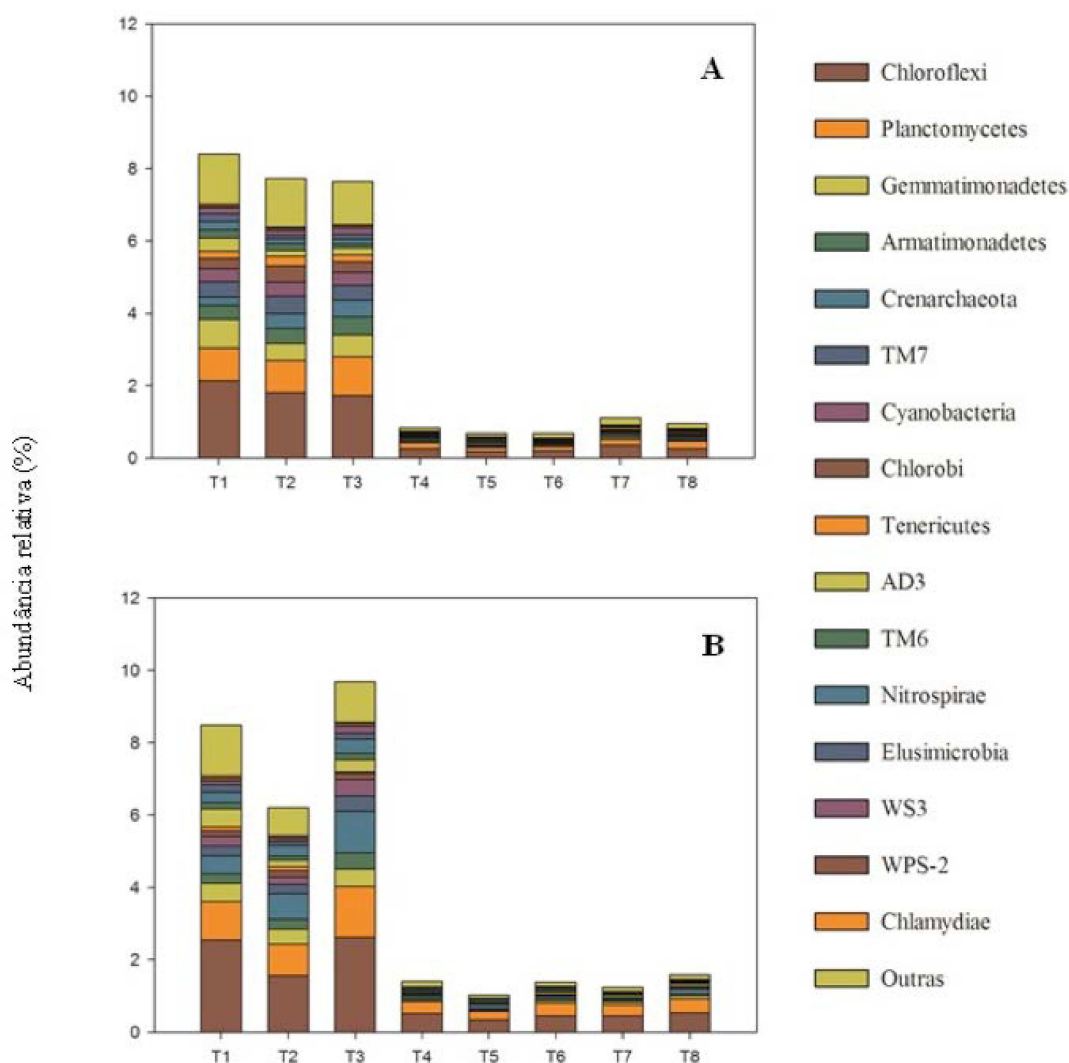
Comparando-se as frequências relativas dos filos bacterianos dos tratamentos analisados, os filos mais abundantes em 5 dias de incubação foram: Firmicutes (70,9%), Proteobacteria (7,93%), Bacteroidetes (7,87%) Acidobacteria (5,25%), Actinobacteria (3,67%) e Verrucomicrobia (2,02%) (FIGURA 13A). Foram considerados abundantes, os filos cuja frequência de seqüências foi superior a 2%. Os filos que apresentaram frequências de seqüências menores que 2% foram considerados pouco abundantes: Chloroflexi (0,63%), Planctomycetes (0,33%), Gemmatimonadetes (0,17%), Armatimonadetes (0,14%), Crenarchaeota (0,12%), TM7 (0,12%), Cyanobacteria (0,10%), Chlorobi (0,09%), Tenericutes (0,08%), AD3 (0,08%), TM6 (0,06%), Nitrospirae (0,05%), Elusimicrobia (0,04%), WS3 (0,04%), WPS-2 (0,02%) e Chlamydiae (0,01%) (FIGURA 14A).

FIGURA 13. Abundância relativa dos filos mais abundantes (frequências > 2%) em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar + N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.



No período avaliado de 28 dias de incubação foram encontrados os mesmos filos bacterianos sendo os mais abundantes: Firmicutes (66,18%), Proteobacteria (10,26%), Bacteroidetes (6,19%) Acidobacteria (6,05%), Actinobacteria (5,42%) e Verrucomicrobia (2,55%) (FIGURA 13B). E os filos pouco abundantes: Chloroflexi (0,96%), Planctomycetes (0,54%), Crenarchaeota (0,29%), Gemmatimonadetes (0,18%), Armatimonadetes (0,13%), AD3 (0,13%), Nitrospirae (0,13%), Cyanobacteria (0,10%), TM7 (0,09%), TM6 (0,06%), Chlorobi (0,06%), Elusimicrobia (0,05%), Tenericutes (0,05%), WPS-2 (0,04%), WS3 (0,04%), e Chlamydiae (0,01%) (FIGURA 14B).

FIGURA 14. Abundância relativa dos filos menos abundantes (frequências < 2%) em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar +N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.



A abundância relativa dos filos variou entre os tratamentos sem nitrogênio (FIGURA 15). No período avaliado de 5 dias o tratamento Controle apresentou maior abundância dos filos Proteobacteria (26,2%), Bacteroidetes (24,8%), Acidobacteria (19,8%), Actinobacteria (11,7%), Verrucomicrobia (6,68%) e Firmicutes (2,4%). No tratamento Biochar os filos mais abundantes observados foram Bacteroidetes (31,9%), Proteobacteria (27,5%), Acidobacteria (15%), Actinobacteria (9,4%), Verrucomicrobia (5,7%), e Firmicutes (2,6%). E no tratamento Orgânico foi encontrada maior abundância dos filos Bacteroidetes (27,6%), Proteobacteria (26,2%), Acidobacteria (18,4%), Actinobacteria (9,4%), Verrucomicrobia (7,2%), e Firmicutes (3,6%) (FIGURA 15A).

No período avaliado de 28 dias foi observada algumas diferenças na abundância relativa entre os filos em relação ao período de 5 dias nos tratamentos sem nitrogênio (FIGURA 15). O tratamento Controle apresentou maior abundância dos filos Proteobacteria (28,7%), Acidobacteria (19,6%), Actinobacteria (16%), Bacteroidetes (21,7%), Firmicutes (6,4%) e Verrucomicrobia (6%). No tratamento Biochar os filos mais abundantes observados foram Firmicutes (36%), Proteobacteria (17,8%), Bacteroidetes (16,6%), Acidobacteria (12%), Actinobacteria (6,8%), Verrucomicrobia (4,8%). E no tratamento Orgânico os filos mais abundantes foram Proteobacteria (28%), Bacteroidetes (19,4%), Acidobacteria (18,9%), Actinobacteria (12%), Verrucomicrobia (7,8%), e Firmicutes (3,9%) (FIGURA 15B).

Nos tratamentos adicionados de nitrogênio a diversidade da comunidade bacteriana do solo foi alterada com significativa redução de diversidade em ambos períodos de incubação avaliados em 5 e 28 dias (FIGURA 16). A adição de nitrogênio alterou a estrutura da comunidade bacteriana do solo favorecendo o domínio de Firmicutes com consequente redução da abundância dos demais filos presentes (FIGURA 17).

No período avaliado de 5 dias de incubação o filo Firmicutes estabeleceu rápida dominância apresentando elevada abundância relativa em todos os tratamentos com nitrogênio: Biochar+N (92,2%), Orgânico+N, Biochar+N+NBPT (93,3%), Orgânico+N+NBPT (88,3%) e Nitrogênio (89,7%) (FIGURA 17A). Sendo observado o mesmo padrão no período avaliado de 28 dias, no qual a predominância de Firmicutes foi observada pela alta abundância relativa nos tratamentos Biochar+N

(84,6%), Orgânico+N (90,2%), Biochar+N+NBPT (84,8%), Orgânico+N+NBPT (87,4%) e Nitrogênio (84,4%) (FIGURA 17B). A nível de gênero foi observado o mesmo padrão de distribuição nos períodos avaliados de 5 e 28 dias de incubação. Todos os tratamentos adicionados de nitrogênio apresentam maior abundância relativa dos gêneros *Sporosarcina* e *Bacillus* (Filo Firmicutes) (FIGURA 18). Já nos tratamentos sem nitrogênio (Controle, Orgânico e Biochar) os gêneros mais abundantes foram *Flavisolibacter* e *DA101* (FIGURA 18).

FIGURA 15. Abundância relativa dos filos em 5 dias (A) e 28 (B) dias de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar + N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.

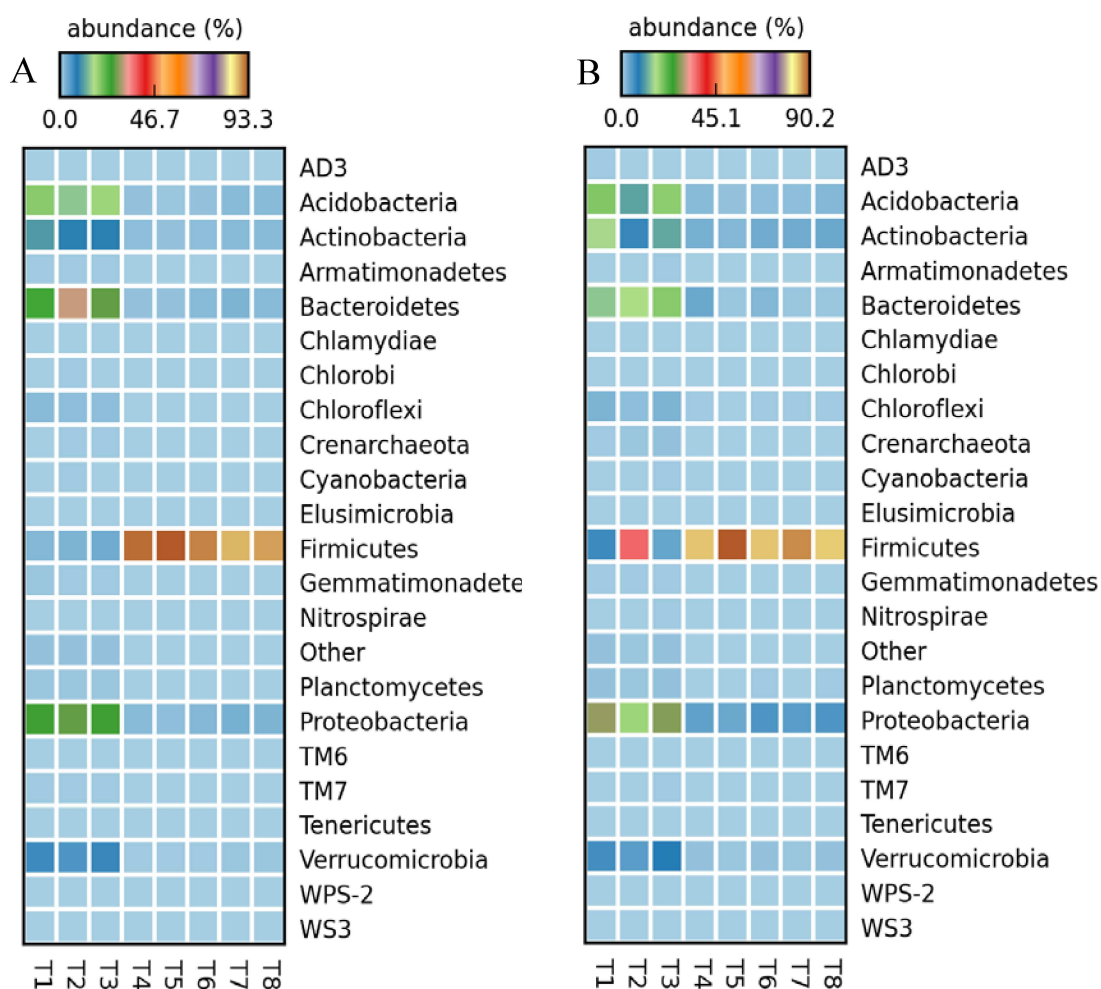


FIGURA 16. Abundância relativa das comunidades bacterianas do solo observadas em 5 dias (A) e 28 dias (B) de incubação nos diferentes tratamentos. As legendas dos tratamentos são: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Composto orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico +N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.

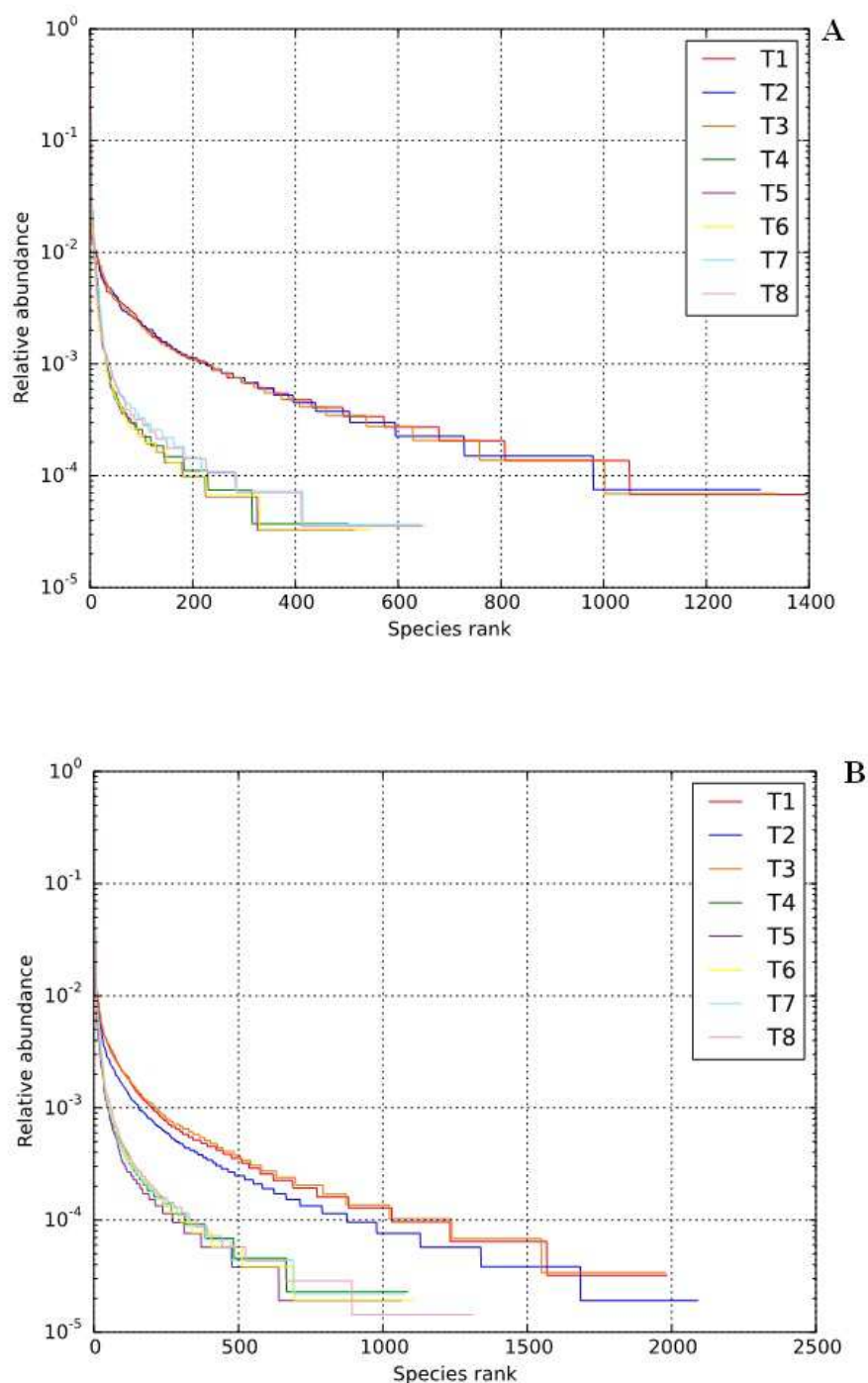


FIGURA 17. Abundância relativa a nível de filo das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido (p -valor $< 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio.

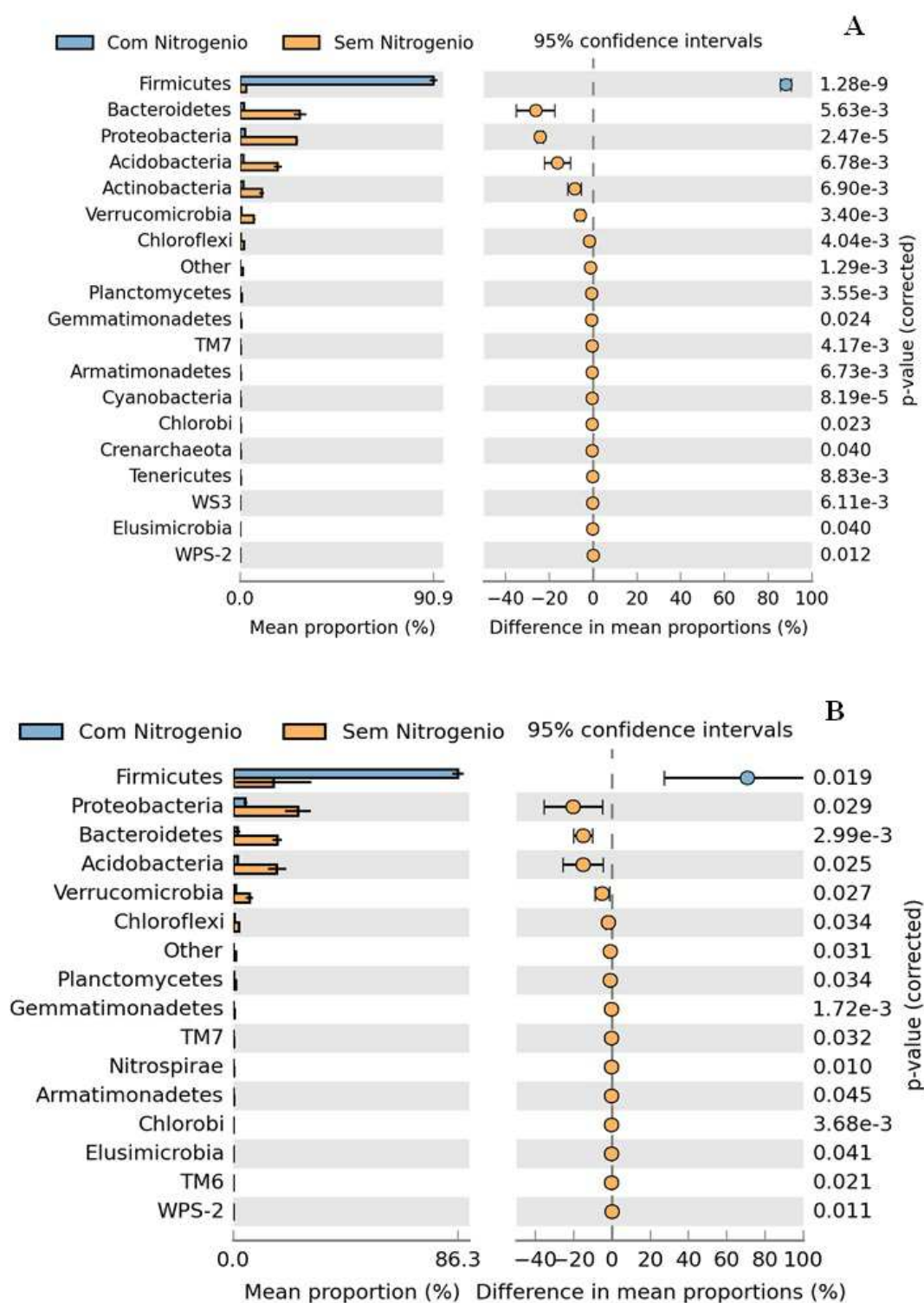
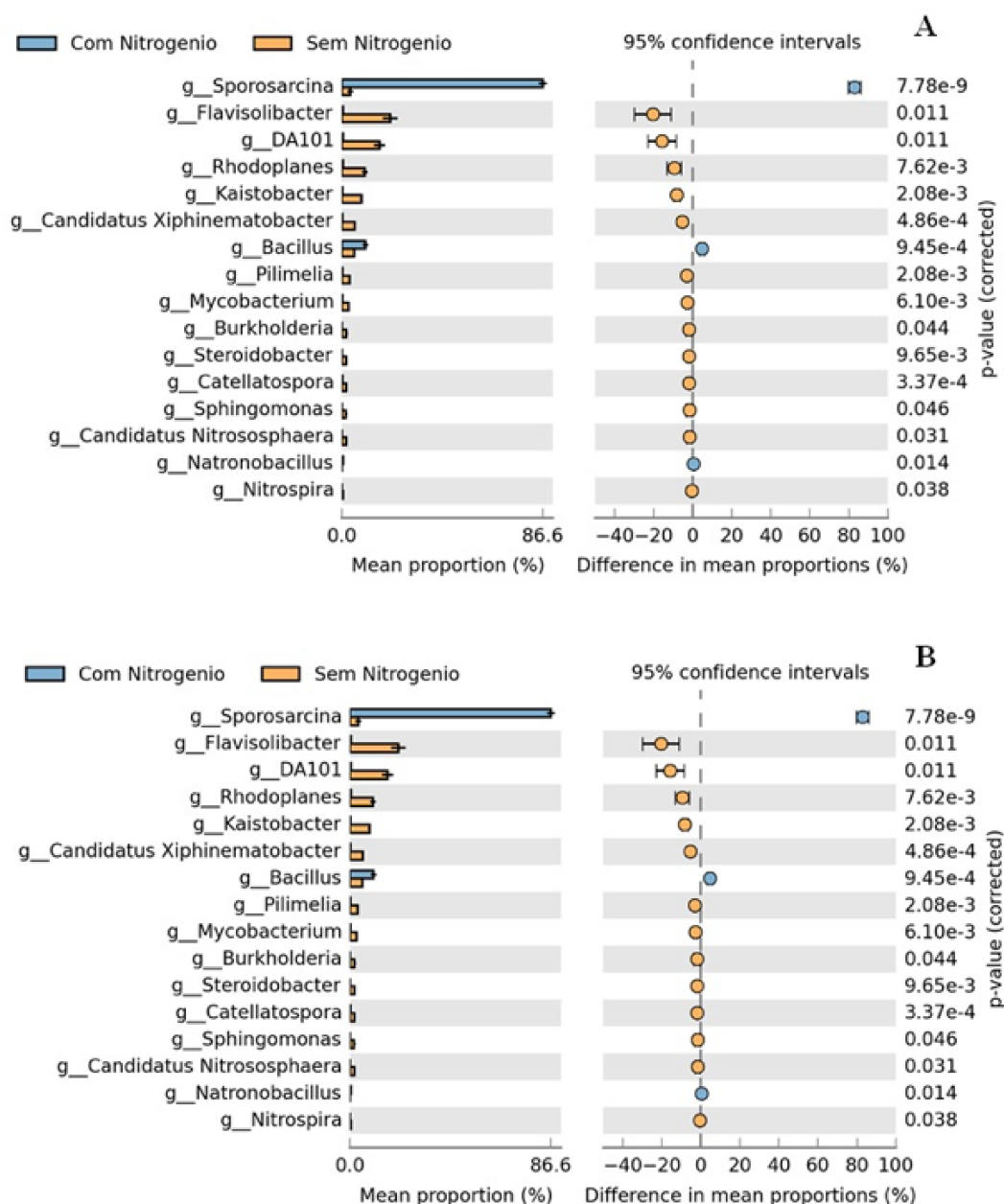
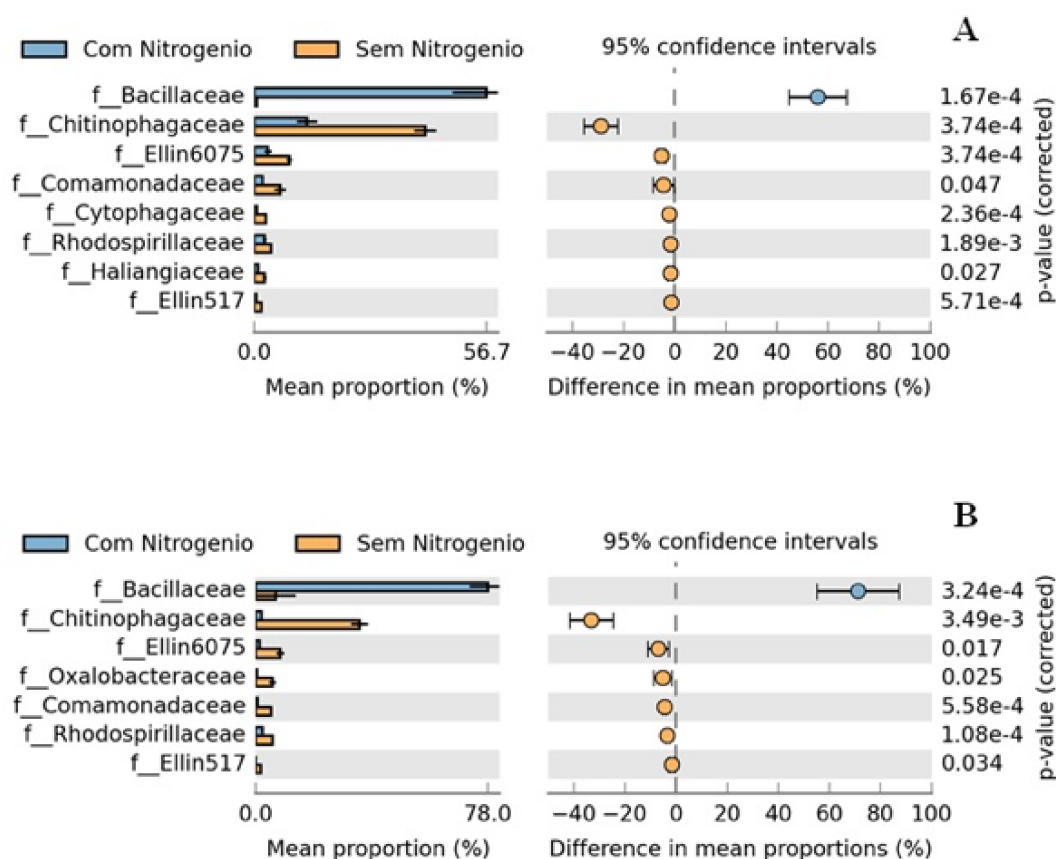


FIGURA 18. Abundância relativa em nível de gênero das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido (p -valor $< 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio.



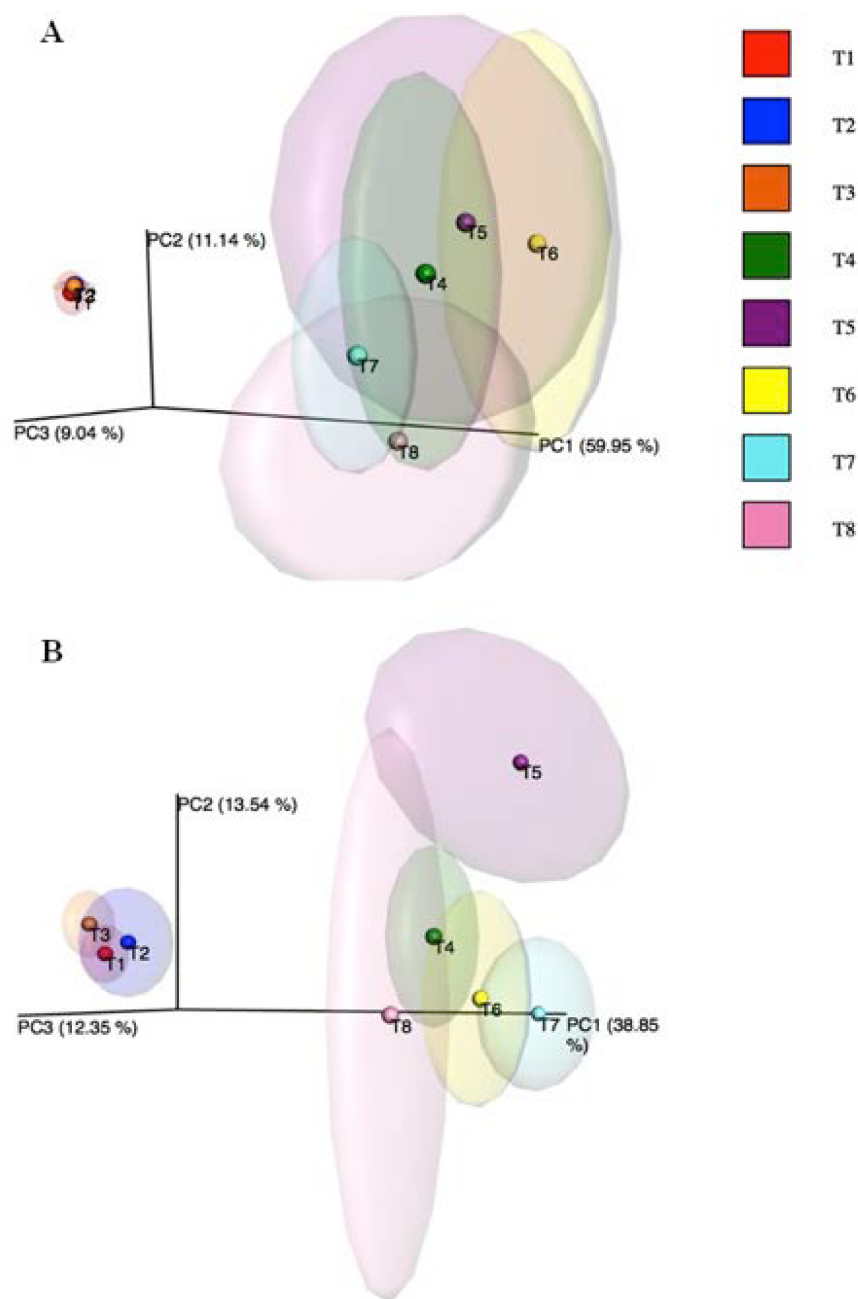
Foi observado também que alguns taxóons que apresentaram alta abundância nos tratamentos foram classificados apenas em nível de família, sendo a família Chitinophagaceae mais abundante nos tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) e a família Bacillaceae mais abundante nos tratamentos com nitrogênio (FIGURA 19).

FIGURA 19. Abundância relativa em nível de família das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido (p -valor $< 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio.



Para melhor explorar as semelhanças e diferenças na estrutura das comunidades bacterianas entre os tratamentos foram realizadas comparações entre as comunidades bacterianas encontradas usando Análise de Coordenadas Principais (PCoA) no programa Unifrac. A análise UniFrac não ponderada que utiliza apenas a presença/ausência de taxóons indicou que a composição de bactérias foi diferente entre os tratamentos Controle, Biochar e Orgânico (sem nitrogênio) em relação aos tratamentos com adição de nitrogênio, sendo separado em dois grupos filogeneticamente distintos (FIGURA 20).

FIGURA 20. Análise de Coordenadas Principais (PCoA), baseada na matriz de distância UniFrac não ponderada para UTOs (Qiime), mostrando diferenças e similaridades entre as comunidades bacterianas do solo, em 28 dias de incubação, e diferentes tratamentos: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.



Quando a abundância relativa dos taxóons foram analisadas através da análise UniFrac ponderada verificou-se que os tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) estão próximos e apresentam composição da comunidade bacteriana semelhante. Assim como os tratamentos com nitrogênio também estão próximos entre

si e apresentaram comunidades bacterianas semelhantes, no entanto, bem diferentes da diversidade encontrada nos tratamentos sem nitrogênio (FIGURA 21).

É importante estabelecer vínculos entre a diversidade microbiana do solo e sua funcionalidade, principalmente para identificar grupos metabolicamente ativos e importantes. A partir das análises de predição funcional em 5 e 28 dias de incubação foram identificadas diferentes atividades metabólicas (FIGURAS 22 e 23). De forma geral as atividades metabólicas que apresentaram maior percentual baseado na sequências analisadas foram as envolvidas nos processos celulares como transporte de membranas, reparação de DNA, e também as vias de metabolismo energético

FIGURA 21. Análise de Coordenadas Principais (PCoA), baseada na matriz de distância UniFrac ponderada para UTOs (Qiime), mostrando diferenças e similaridades entre as comunidades bacterianas do solo, em 5 (A) e 28 (B) dias de incubação, e diferentes tratamentos: T1- Controle; T2- Biochar; T3- Orgânico; T4- Biochar+N; T5- Orgânico+N; T6- Biochar+N+NBPT; T7- Orgânico+N+NBPT; T8- Nitrogênio.

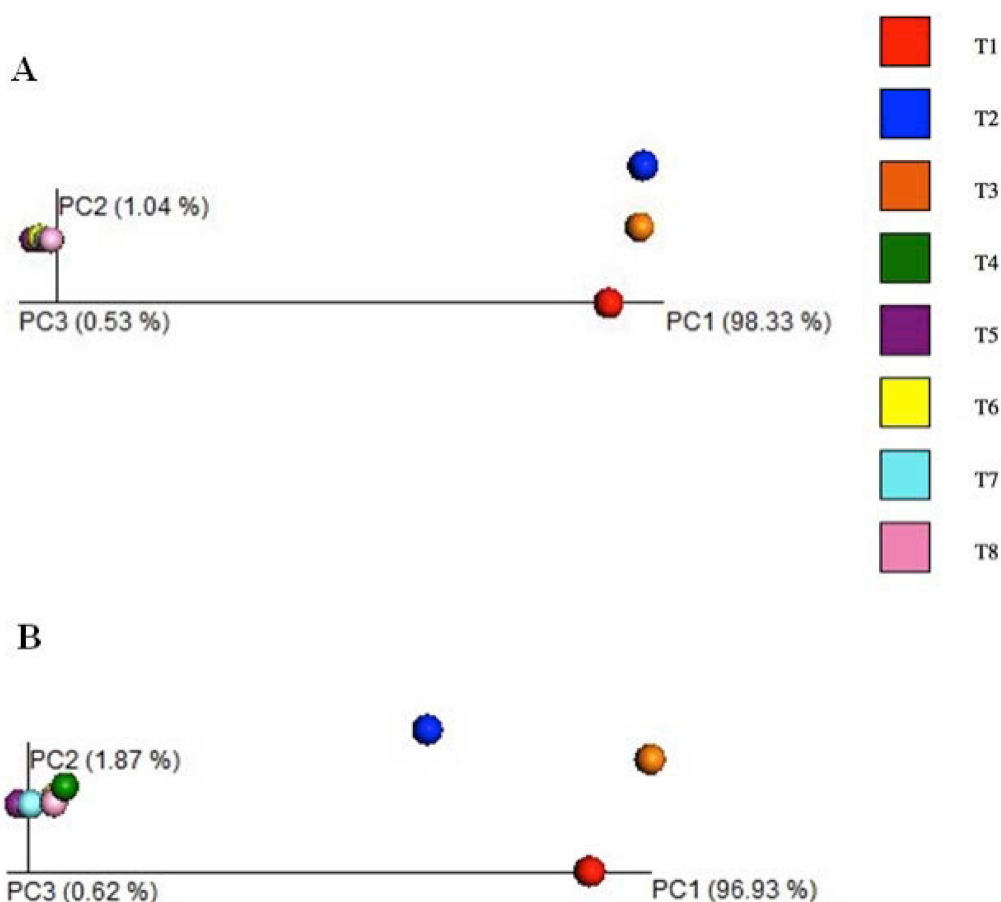


FIGURA 22. Proporção relativa das funções metabólicas das comunidades bacterianas do solo classificadas em 5 dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido (p -valor $< 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio.

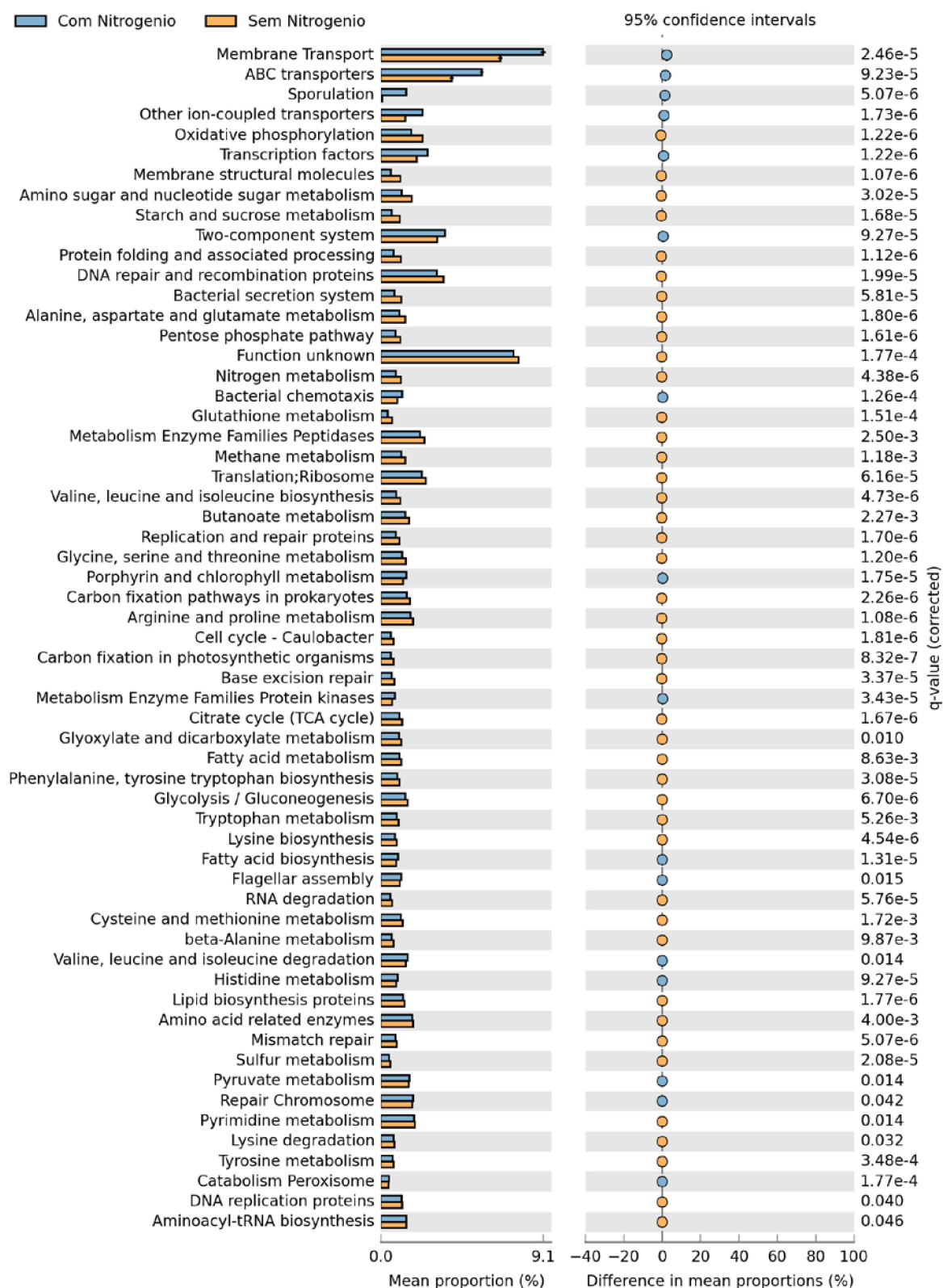
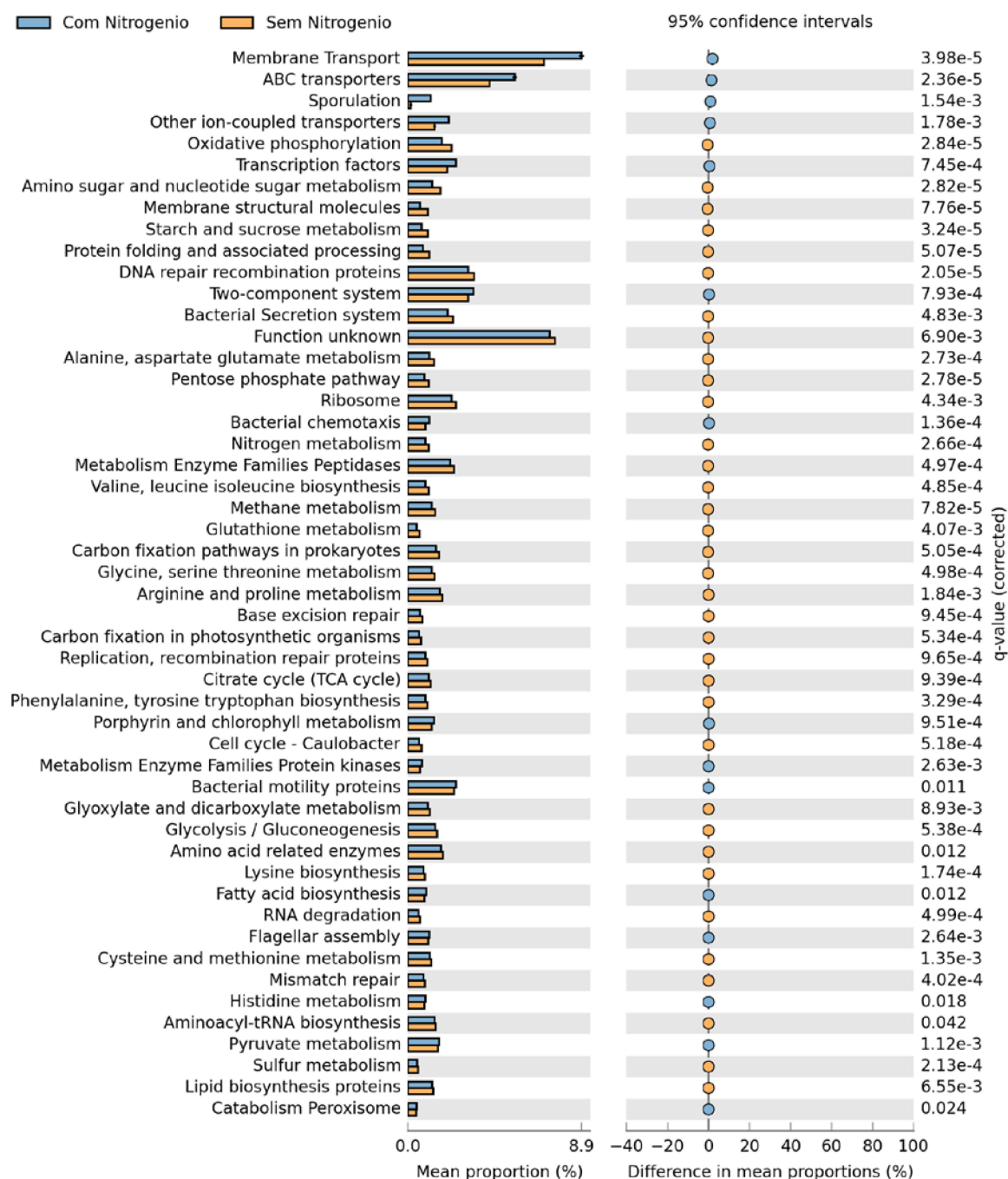


FIGURA 23. Proporção relativa das funções metabólicas das comunidades bacterianas do solo classificadas em 28 dias de incubação. A análise estatística foi feita utilizando o software STAMP, sendo que os círculos coloridos representam intervalo de confiança de 95% calculado pelo método Welch's invertido (p -valor $< 0,05$). A cor laranja representa os tratamentos sem nitrogênio (controle, biochar e orgânico), enquanto a cor azul representa os tratamentos com adição de nitrogênio.



DISCUSSÃO

O tratamento Controle apresentou baixa atividade microbiana e valores pequenos de CBM que não variaram ao longo do período de incubação. Foi utilizado nestes ensaios um solo argiloso-arenoso com pH ácido (5,2) e pobre em nutrientes (OLIVEIRA; MARQUES, 2002). Tais características podem explicar os resultados encontrados no tratamento Controle cuja atividade microbiana foi provavelmente limitada devido a deficiência de nutrientes no solo (GE et al., 2013).

Todos os tratamentos aumentaram a RMS e CBM em relação ao tratamento Controle demonstrando que a adição de nutrientes (carbono e nitrogênio), independente da fonte de adubação estimulou atividade microbiana do solo, sendo os maiores valores de RMS e CBM encontrados nos tratamentos com nitrogênio. De acordo com Sarathachandra et al. (2001) o nitrogênio é um fator limitante para a atividade dos micro-organismos do solo, principalmente em solos tropicais que apresentam baixos teores desse nutriente.

Semelhante a este estudo, outros estudos relataram aumento da atividade e biomassa microbiana após aplicações de fertilizantes orgânicos (GIACOMETTI et al., 2013; LIANG et al., 2014; ZHANG et al., 2015c). Todavia uma maior atividade foi observada quando os fertilizantes orgânicos foram combinados com nitrogênio. Estes resultados corroboram com os encontrados por Foote et al. (2015) que observaram um aumento da biomassa microbiana após a adição de materiais orgânicos de C lábil em diferentes tipos de solo, e que estes aumentos foram maiores quando nutrientes (N e P) foram adicionados juntamente com os materiais orgânicos. Ramirez et al. (2010) também relataram respostas consistentes na respiração microbiana após adição de N, independentemente do tipo de solo e da forma de N, sugerindo que a resposta na RMS foi resultado de efeitos diretos da disponibilidade de N.

Quando materiais orgânicos são adicionados isoladamente em solos deficientes em N ocorre um aumento da relação C:N resultando em menor decomposição da MOS e na imobilização de N na biomassa microbiana (BENGTSSON et al., 2001; MASUNGA et al., 2016). Em contraste a adição de materiais orgânicos combinados com N minerais resulta no aumento da atividade metabólica dos micro-organismos do

solo com reflexos sobre a decomposição e mineralização da MOS (MORITSUKA et al., 2004). Isso por que quando N está disponível em quantidades suficientes pouco N é imobilizado na biomassa microbiana e os micro-organismos passam a catalisar o processo decomposição da MOS (AGREN et al., 2013).

No entanto, mesmo aplicando materiais orgânicos combinados com N, é importante considerar a relação C:N do material orgânico utilizado, pois esta relação irá determinar o equilíbrio entre os processos de mineralização e imobilização de nutrientes no solo (FISK et al., 2015). Tem sido considerado que relação C:N de 20 é o limite crítico acima do qual ocorre imobilização de N por micro-organismos do solo, resultando em menos N disponível (KAMBLE; BAATH, 2014).

Neste estudo utilizamos composto orgânico de relação C:N 14,5 e biochar de 12,5 cuja tendência é favorecer a mineralização resultando em elevada atividade microbiana observada, neste estudo, pelo aumento da RMS e CBM. Em concordância com nossos resultados outros estudos também encontraram uma maior taxa de RMS, CBM e maior disponibilidade de nutrientes após a adição de resíduos com baixa relação C:N, em comparação com resíduos de elevada relação C:N (LAGOMARSINO et al., 2006; NGUYEN et al., 2016).

Apesar de ambos materiais orgânico (biochar e composto orgânico) utilizados neste estudo tinham baixa e similares relação C:N foi observado que o tratamento Biochar imobilizou menos C durante todo o período de incubação avaliado em relação ao tratamento Controle. Os tratamentos com nitrogênio apresentaram maior imobilização de C na biomassa microbiana nos primeiros 5 dias de incubação, no entanto, no final do período de incubação, a biomassa para estes tratamentos foi reduzida atingindo valores menores que o Controle no período avaliado de 28 dias. Isso indica que qualquer efeito de imobilização de C foi apenas de curto prazo para estes tratamentos. Apenas os tratamentos Orgânico; Orgânico+N+NBPT apresentaram no final do experimento valores de CBM maiores que o Controle. Como a imobilização de nutrientes é acoplada à quantidade de C prontamente disponível para assimilação microbiana, sugere-se que isso ocorreu devido os tratamentos Orgânicos apresentarem maior fração de C lábil em comparação com os tratamentos Biochar (FANG et al., 2015).

A taxa de decomposição de materiais orgânicos, também é influenciada pela natureza química do carbono orgânico, compostos de C lábeis são rapidamente decompostos (HADAS et al., 2004), ao passo que a decomposição do material orgânico com elevada concentração de compostos complexos, tais como a lignina e compostos aromáticos é lenta (KURAMAE et al., 2012).

Isso confirma a hipótese que as diferenças na RMS e CBM encontradas nos tratamentos sem nitrogênio Orgânico e Biochar foram determinadas pelo processo de estabilização da matéria orgânica (compostagem e pirólise). O tratamento Biochar apresentou atividade respiratória maior que Orgânico e a menor biomassa em relação a todos os tratamentos, inclusive o Controle. Entretanto, um efeito contrário foi observado para o tratamento Orgânico cuja atividade respiratória foi menor e a incorporação de C na biomassa foi maior em relação ao tratamento com Biochar. Esses resultados eram esperados, já que o processo de pirólise resulta na formação de compostos aromáticos de difícil degradação (MADARI et al., 2006). De acordo com estudos que relacionam a quantidade de C-CO₂ com o C da biomassa microbiana, à medida que a biomassa se torna mais eficiente, menos C é perdido como CO₂ pela respiração e uma fração significativa de C é incorporada ao tecido microbiano (WANG et al., 2003). Ao contrário, a biomassa é ineficiente quando apresenta elevada atividade respiratória e imobiliza pouco nutrientes na sua biomassa (SPOHN et al., 2016).

Contrastantes resultados tem sido encontrado no CBM após a adição de biochar, sendo as diferenças geralmente relacionadas ao tipo de solo, taxas de aplicação biochar e propriedades físico-químicas do biochar (KOLB et al., 2009; WARNOCK et al., 2010). Apesar da natureza recalcitrante do biochar, com base em outros estudos envolvendo processo de pirólise e as propriedades físico-químicas do biochar, acreditamos que o biochar utilizado neste estudo contém uma fração de C lábil devido a matéria prima e processo de pirólise empregado em sua produção. E embora o tratamento Orgânico apresente maiores teores de C lábil que o biochar acreditamos que essa pequena fração de C lábil remanescente no biochar contribuiu para induzir a atividade microbiana.

Um dos fatores que determinam a composição química do biochar é a matéria prima utilizada na sua produção. A torta de filtro, utilizada neste estudo, apresenta

altos teores de MO e fósforo (P), além de cálcio, nitrogênio, potássio, magnésio e micronutrientes como Fe, Mn e Cu (JÚNIOR, 2005). Alguns estudos têm demonstrado que quando este tipo de matéria-prima é utilizada para produção de biochar, em temperaturas relativamente mais baixas, podem alterar a disponibilidade de macronutrientes, tais como, N e P, e alguns íons metálicos como Ca e Mg quando incorporado no solo (LEHMANN et al., 2003; MAJOR et al., 2005; LIMA et al., 2013).

Além da matéria-prima a composição elementar do biochar também é influenciada pelas temperaturas de pirólise (ZIMMERMAN, 2010). Temperaturas mais baixas de pirólise produzem biochars com mais C disponível. Em contraste biochars produzidos à temperatura elevada (700-1000°C) são mais recalcitrantes para a degradação microbiana e apresentam um menor teor de grupos funcionais na superfície (AL-WABEL et al., 2013).

O biochar que utilizamos foi produzido a partir da torta de filtro à uma temperatura de 475 °C, considerada uma temperatura relativamente baixa no processo de produção do biochar. Assim devido à composição da torta de filtro e da temperatura utilizada no processo de pirólise, é esperado que o biochar seja mais recalcitrante que o fertilizante orgânico produzido a partir do processo de compostagem (BALDOCK; SMERNIK, 2002). No entanto, é provável que esse biochar contenha mais C disponível que um biochar produzido a elevada temperatura ou a partir de uma matéria prima mais recalcitrante como a madeira por exemplo (ZIELINSKA; OLESZCZUK, 2016). Isso explica, o aumento da RMS e CBM no período curto de 5 dias de incubação seguido pela redução da atividade e CBM ao longo do período de incubação. O aumento da atividade no início ocorreu provavelmente devido à decomposição microbiana da fração de C lábil presente no biochar e quando essa fração foi esgotada a atividade e biomassa foram reduzidas pela indisponibilidade de nutrientes. Uma tendência de diminuição da biomassa microbiana em solos tratados com biochars produzidos a partir de matérias-primas com elevado teor lignocelulósico foi relatado por Gul et al. (2015).

Nossos resultados corroboram com os encontrados por Eykelbosh et al. (2014) que avaliaram o efeito de um biochar produzido a partir de torta de filtro sobre as propriedades físico-químicas de um Latossolo distrófico argilo-arenoso (64% areia,

9% silte e 27% argila). O biochar foi produzido a partir de uma torta de filtro pirolisada a 575 °C durante 3 h. Em uma incubação de laboratório de 3 semanas os autores verificaram que o solo com 5% de biochar aumentou a RMS 4 vezes em relação ao controle, porém foi 23 vezes menor que a RMS no solo adicionado com a torta de filtro fresca. Além disso, 5% e 10% de biochar adicionado ao solo aumentaram o pH do solo, a capacidade de troca catiônica (CTC), % de COS, a capacidade de retenção de água, e também aumentou significativamente a disponibilidade de P, K, e Ca e dos micronutrientes Fe, Mn, Zn. Assim os autores concluíram que o biochar produzido com torta de filtro pode contribuir para o armazenamento de C no solo e também melhorar a fertilidade dos solos argilo-arenosos.

A hipótese de que tanto a temperatura como o tipo de matéria-prima interferem nas características físico-químicas do biochar foram também confirmadas por outros estudos. Zimmerman (2010) avaliaram biochars produzidos a partir de diferentes matérias-primas (madeira de carvalho, pinheiro, cedro, bubinga, grama e bagaço de cana) submetidos à diferentes temperaturas (400, 500 e 650°C) em ensaios de incubação durante 1 ano. Os autores relataram que as biomassas pirolisadas à temperaturas mais baixas apresentaram maior teor de C lábil, enquanto as biomassas pirolisadas em temperaturas mais elevadas eram mais recalcitrantes. Além disso, os autores também verificaram que as diferenças encontradas nos biochars influenciaram as taxas de mineralização apenas nos primeiros 4 meses de incubação, e que após este período as taxas de mineralização tornaram se semelhantes entre os diferentes biochars.

Bruun et al. (2011) usando um reator de pirólise rápida investigaram a relação entre a pirólise de palha de trigo sobre a qualidade e estabilidade química de biochars produzidos variando a temperatura de pirólise de 475 a 575 °C. Eles verificaram que os biochars produzidos em temperaturas de pirólise mais baixas apresentaram frações de celulose e hemicelulose não convertidas e estas frações foram rapidamente mineralizadas no solo com impactos sobre a perda de C na forma de CO₂.

Sagrilo et al. (2015) encontraram resultados semelhantes ao avaliar biochars produzidos a partir de um mix de lascas de madeiras de plantas C3 lenhosas típicas do Cerrado submetidas à diferentes temperaturas de pirólise. Os autores relataram que o

biochar pirolizado a temperatura inferior à 350°C aumentou significativamente a RMS do solo, enquanto que o biochar pirolizado a temperatura maior que 350°C não teve nenhum efeito na RMS.

Em outro estudo avaliando biochar produzido com lodo de esgoto em duas temperaturas de pirólise (400 e 600 °C) foi observado que o teor de matéria volátil do biochar diminuiu com o aumento da temperatura de pirólise por isso o biochar obtido a 400 °C aumentou a RMS enquanto que o biochar pirolizado a 600 °C apresentou RMS semelhante ao tratamento Controle. Os autores verificaram também que o pH, área superficial, porosidade e concentração total de Cu, Ni, Zn, Cd e Pb aumentaram com a elevação da temperatura de pirólise, enquanto a condutividade elétrica (CE) e capacidade de troca catiônica (CTC) diminuíram à temperatura de 600 °C (MÉNDEZ et al., 2013).

Song e Guo (2012) produzindo biochar a partir do resíduo cama de frango observaram que o aumentado progressivo da temperatura de pirólise (300-600 °C) reduziu o rendimento do biochar, teor de N total, teor de CO, e capacidade de troca catiônica (CTC), enquanto o pH, teor de cinzas, a estabilidade CO e área de superfície aumentaram. Assim os autores concluíram que para utilização agrícola, a temperatura de pirólise deve estar entre 300 e 500 °C, enquanto que para a fixação do carbono e outros usos ambientais, é recomendado temperaturas superiores a 500 °C.

Assim o comportamento de biochar no solo é influenciado por diferentes fatores e os resultados ainda são contraditórios. Alguns pesquisadores têm relatado efeitos positivos sobre a mineralização do C na presença de biochar, atribuindo o aumento na mineralização do C, ao fornecimento de nutrientes contidos no biochar (BENITES et al., 2005; WARNOCK et al., 2007; LUO et al., 2011). Outros pesquisadores sugerem que a grande área de superfície e estrutura porosa do biochar funcionam como habitats adequados aos micro-organismos protegendo-os de predação (THIES; RILLING, 2009; LIANG et al., 2011; JINDO et al., 2012).

Enquanto outros estudos relatam efeitos negativos que podem estar relacionados a diferentes fatores. Os efeitos negativos na mineralização do C podem ser observados quando os biochars são produzidos com resíduos recalcitrantes inacessíveis à degradação microbiana (CROSS; SOHI, 2011). Quando moléculas

orgânicas lábeis são protegidas ou ligadas às partículas do biochar devido superfície hidrofóbica, diminuindo a sua biodisponibilidade para a degradação microbiana no solo (PIGNATELLO et al., 2006). Ou o CO₂ liberado da RMS pode ser parcialmente absorvido pelas partículas da superfície do biochar reduzindo a sua liberação (CORNELISSEN et al., 2013). Ou ainda quando durante o processo de pirólise ocorre formação de compostos fitotóxicos com hidrocarbonetos aromáticos policíclicos, óleos residuais e condensados polares gerados no processo de pirólise (SPOKAS et al., 2012; HALE et al., 2012; MITCHELL et al., 2015).

Em resumo, o comportamento do biochar no solo depende da matéria prima utilizada para produção do biochar (KUZYAKOV et al., 2009), do processo de pirólise (ENDERS et al., 2012), das características do solo (KIMETU et al., 2008) e também das taxas de aplicação do biochar ao solo (KOLB et al., 2009). A partir da combinação destes fatores pode ser observado diferentes comportamentos de adsorção, pH, área superficial, distribuição e tamanho dos poros, e atividade biológica (BREWER et al., 2009; UCHIMIYA et al., 2011).

Devido a quantidade de fatores associados com as interações e efeitos do biochar no solo estes processos ainda não estão totalmente claros, sendo necessário mais estudos principalmente a longo prazo para compreender as interações entre biochar, solo e micro-organismos do solo (SINGH; COWIE, 2014). Todavia o que parece ser consenso entre os autores é a presença de uma fração de C mais lábil que estimula a atividade biológica (HILSCHER et al., 2009; SMITH et al., 2010) e uma fração recalcitrante constituída de compostos aromáticos que são lentamente oxidados e por isso favorece o sequestro do C no solo (CHENG et al., 2006; KUZYAKOV et al., 2009).

Os resultados do ensaio de volatilização de NH₃ mostraram que o biochar pode ser promissor em reduzir perdas de nitrogênio por volatilização. Biochar adicionado de nitrogênio mostrou ser o tratamento mais eficaz na redução da volatilização de NH₃. Neste ensaio verificamos também que o inibidor de urease (NBPT) incorporado junto ao nitrogênio, foi capaz de retardar a volatilização de NH₃ independente da matriz orgânica utilizada (biochar ou composto orgânico). Assim a combinação de nitrogênio e NBPT com biochar pode ser um produto importante na formulação de fertilizantes nitrogenados mais eficientes.

A adição do inibidor à uréia tem reduzido à volatilização de NH_3 em torno de 60%, aumentando a eficiência de uso do N e a produtividade das culturas, sendo eficiente em baixas concentrações (CANTARELLA et al., 2008; SANZ-COBENA et al., 2011). Em nosso estudo, em condições de laboratório, verificamos que a adição 0,15% de NBPT resultou em um pico de perda significativamente menor, além de retardar a volatilização de NH_3 por 3 dias em comparação aos mesmos tratamentos sem NBPT. Outros autores observaram que o inibidor de urease NBPT adicionado a uréia reduziu a velocidade de volatilização de NH_3 , retardando a volatilização em 2 dias, quando comparado à uréia sem inibidor (CHIEN et al., 2009; SOARES et al., 2012).

A partir dos resultados observados neste estudo é provável que o biochar adicionado de nitrogênio conseguiu reduzir as perdas por volatilização devido adsorção de NH_3 na superfície do Biochar. Foi verificado na literatura outras tentativas além do nosso trabalho de incorporar nitrogênio ao biochar como forma de minimizar as perdas deste nutriente no solo, mas este é o primeiro trabalho cujo nitrogênio é incorporado a matriz orgânica do biochar em forma de fertilizante peletizado de liberação gradual. A capacidade do biochar adsorver NH_3 aumentando a disponibilidade de N via adsorção tem sido relatada por outros autores (SCHOMBERG et al., 2012; SPOKAS et al., 2012; CAYUELA et al., 2013; CLOUGH et al., 2013).

Vários mecanismos têm sido propostos para explicar a retenção aparente de N em solos em que biochar foi aplicado, além da redução da lixiviação (CHOWDHURY et al., 2014; WANG et al., 2015a). Estes incluem a adsorção de NH_3 ou N-orgânico devido reações com cátions e ânions da superfície do biochar e a imobilização de N como consequência da adição de carbono lábil do biochar (MANDAL et al., 2016; ZHANG; WANG, 2016). Estudos têm mostrado que o biochar produzido em altas temperaturas ($\geq 700^\circ\text{C}$) apresentam valores de pH elevados (8,7 a 9,8,) e grupos de bases distribuídas em sua superfície o que pode facilitar a absorção de NO_3^- pelo biochar (WANG et al., 2015b). O biochar apresenta uma superfície porosa cujo tamanho dos poros dependem da biomassa, taxa de oxigênio e temperatura utilizada no processo de pirólise (ZHANG et al., 2015a). Alguns estudos demonstram que essa característica física pode promover a retenção de água no solo reduzindo a lixiviação

de NO_3^- (ZHANG; SUN, 2014). No entanto, dependendo do tamanho dos poros do biochar a condutividade hidráulica no solo pode ser aumentada, favorecendo a lixiviação (DUCEY et al., 2013).

Elzobair et al. (2016) avaliando biochar pirolisado em duas temperaturas diferentes 250 e 500°C verificou que em temperaturas menores, o biochar apresenta mais C lábil, esse carbono disponível aos micro-organismos favorece a imobilização de N na biomassa microbiana reduzindo a lixiviação de NO_3^- . Contrariamente Schomberg et al. (2012) observou perdas de NH_3 devido o aumento de pH proporcionado pelo biochar adicionado ao solo.

Sarkhot et al. (2013) avaliaram uma mistura de biochar a um filtrado de esterco líquido com um aumento 8,3% no teor de N. Ao comparar este biochar enriquecido e um biochar sem alteração, os autores verificaram redução na nitrificação líquida de 68% e 75%, respectivamente e redução das taxas de amonificação líquidas em 221% e 229%, respectivamente. No entanto, em um estudo em que o biochar foi enriquecendo com N não foi observada nenhuma alteração no fluxo de N_2O (SARKHOT et al., 2012). Os autores interpretaram ter ocorrido um processo de adsorção em vez de imobilização de N, uma vez que os fluxos de CO_2 foram igualmente inferiores nos tratamentos só com biochar. Assim os autores concluíram que o biochar enriquecido com nitrogênio poderia ser utilizado como um fertilizantes de liberação lenta de N.

As relações entre biochar e o ciclo do nitrogênio têm sido amplamente avaliadas pela comunidade científica (CASE et al., 2015). Inúmeros trabalhos comprovam que o biochar interage modificando o ciclo de N (ZHENG et al., 2013 LÓPEZ-CANO et al., 2016; OH et al., 2016).

No entanto, grande parte dessas pesquisas, pelo menos até o momento, está fragmentada em resultados diversos com efeitos positivos e negativos dependentes de inúmeros fatores, dentre os quais estão às características físico-químicas e biológicas do biochar e do solo (GREGORY et al., 2014; DOMENE et al., 2014). Neste sentido, para uma compreensão mais eficaz dos efeitos e interferências do biochar no solo e ciclos geoquímicos será necessário que pesquisas futuras sejam mais minuciosas avaliando o máximo possível de características do biochar e do solo, com avaliações de longo prazo *in situ*.

De acordo com os resultados aqui apresentados a qualidade dos materiais orgânicos adicionados ao solo pode gerar diferenças no equilíbrio entre mineralização e imobilização de nutrientes. A recente teoria de “efeito priming” sugere que a adição de pequenas quantidades de substratos C disponíveis estimulam o crescimento microbiano e podem alterar a composição da comunidade microbiana, estimulando a síntese de enzimas extracelulares para decomposição da MOS (PERELO; MUNCH, 2005). Em contraste, um excedente de substratos C disponíveis combinados com um excedente de outros nutrientes limitantes como N, pode levar a utilização do substrato preferencial ocasionando uma redução da decomposição MOS (KUZUYAKOV, 2010). Isso por que alguns micro-organismos usam o C lábil como fonte de energia para sintetizar enzimas para mineralizar MO recalcitrante para adquirir N (FONTAINE et al., 2003).

Contudo quando N é adicionando não é preciso gastar energia para adquiri-lo o que pode explicar o declínio da mineralização da MOS após a adição de N (HARTLEY et al., 2010). Isto sugere que as alterações na atividade enzimática observadas no presente estudo estão associadas as alterações na disponibilidade e armazenamento de C e N na MOS confirmando a observação que a maior parte das variações nas atividades enzimáticas potenciais podem ser explicadas pelas características do solo relacionadas com a disponibilidade de nutrientes, que tem sido fortemente influenciado pela administração de fertilizantes (LU et al., 2015).

Do ponto de vista funcional, a atividade de enzimas extracelulares produzidas por micro-organismos e a sua resposta a adição de N tem recebido considerável atenção porque estas enzimas contribuem para os processos de controle de decomposição e, por conseguinte, de armazenamento C no solo (ZAK et al., 2008).

Têm sido relatado que concentrações de nutrientes disponíveis muitas vezes se correlacionam negativamente com a atividade de enzimas envolvidas na degradação e liberação de nutrientes (SINSABAUGH et al., 2008). Isso significa que os micro-organismos regulam a produção da enzima extracelular para adquirir nutrientes limitantes, por isso, mudanças na atividade das enzimas pode refletir alterações no padrão e disponibilidade de nutrientes (ALLISON et al., 2007; BURNS et al., 2013). Isso pode explicar por que encontramos maior atividade das enzimas desidrogenase, β -glicosidase e fosfatase nos tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico).

Por se tratar de um solo pobre em N a adição de fertilizantes orgânicos ao solo forneceu uma fonte de energia para os micro-organismos sintetizarem enzimas para decomposição da MOS para aquisição de C, N e P (ZHANG et al., 2015c). Em contraste nos tratamentos em que o N estava disponível a atividade enzimática foi direcionada para metabolismo preferencial dos nutrientes em excesso favorecendo a atividade das enzimas FDA e urease envolvidas na mineralização do N.

Desidrogenase é uma enzima intracelular, oxidorreductase presente apenas em células viáveis e por isso é considerada um indicador sensível para medir o potencial redox solo sendo associada também as taxas de respiração microbiana (PAZ-FERREIRO et al. 2013). A redução da atividade desidrogenase após a adição de N encontrada em nossos resultados são consistente com outros resultados em solos sob excesso de adubação nitrogenada (MASTO et al., 2006; DENG et al. 2006; MOESKOPS et al., 2010; SMITH et al., 2010; BAILEY et al., 2011).

A enzima β -glicosidase atua na catálise final de despolimerização de celulose (SINSABAUGH; SHAH, 2011) desempenhando um papel importante nos processos hidrolíticos que ocorrem durante a decomposição da matéria orgânica (AWAD et al., 2012). O aumento da atividade de β -glicosidase tem sido relacionada com adição e decomposição de substratos orgânicos ao solo (MONDINI et a., 2006; PEREGRINA et al., 2014; CENINI et al., 2015). Nossos resultados para atividade de β -glicosidase mostram aumento da atividade para os tratamentos Biochar e Orgânico em relação ao tratamento Controle, e a redução da atividade em todos os tratamentos adicionados de nitrogênio. Estes resultados são semelhantes aos encontrados por BANDICK; DICK (1999); KNIGHT; DICK (2004); KARACA et al. (2011) que relataram que a atividade de β -glicosidase foi significativamente maior após adição de fertilizantes orgânicos em comparação com fertilizante mineral e tratamentos sem adubação. Wang et al. (2015c) também encontraram que as atividades de β -glicosidase, assim como o conteúdo CBM foram reprimido pelo aumento da oferta N.

Fosfatase é uma enzima de grande valor agrônômico porque hidrolisa compostos de fósforo orgânico transformando-os em diferentes formas de fósforo inorgânico, que são assimilável pelas plantas (NAHAS, 2002). Variações na atividade da fosfatase além de indicar alterações na quantidade e qualidade dos substratos fosfatados no solo, também são um bom indicador do seu estado biológico

(ALLISON, 2005). Em nosso estudo a maior atividade de fosfatase foi observada nos tratamentos Biochar e Controle, sendo que a adição de N reduziu significativamente a atividade de fosfatase. A síntese e a atividade das fosfatases microbianas são geralmente reguladas pela limitação ou disponibilidade de P no solo, sendo que elevadas concentrações de P inibe a atividade de fosfatase, em contrapartida, em condições de P limitante a atividade da enzima fosfatase é estimulada (BALOTA et al., 2010). Em solos P limitados, como o utilizado neste estudo a atividade de fosfatase é estimulada para mineralizar P a partir da MOS (BURNS et al., 2013) o que pode explicar por que as atividades de fosfatase foram maiores nos tratamentos Biochar e Orgânico seguidos pelo tratamentos Controle.

A hidrólise de diacetado de fluoresceína (FDA) não expressa à atividade de uma enzima específica, mas de um grupo de enzimas que são capazes de realizá-la como lipases, esterases e proteases (ANAND et al., 2015). Proteases são enzimas que catalisam a hidrólise de proteínas, liberando, no estágio final da hidrólise, uma mistura de aminoácidos (GARCÍA-GIL et al., 2000; GEISSELER; HORWATH, 2008). Estes aminoácidos liberados sofrem desanimação, liberando o nitrogênio na forma amoniacal (GIAGNONI et al., 2016). Assim, a hidrólise das proteínas constitui o primeiro passo na mineralização do nitrogênio protéico que chega ao solo através da incorporação de fertilizantes orgânicos ou pela morte de organismos (GEISSELER; HORWATH, 2009). Fato que pode explicar o aumento da atividade de FDA em todos os tratamentos em que o nitrogênio foi adicionado.

A enzima urease que atua na hidrólise da ureia à amônia e dióxido de carbono (KARACA et al., 2002) fornece uma indicação do potencial do solo em converter N orgânico em mineral, dando início ao processo de mineralização do N (ZAMAN et al., 2010). Por isso sua atividade tem sido aceita como um indicador altamente eficaz da mineralização de N da MOS e de fertilizantes nitrogenados aplicados ao solo (LI et al., 2008). Em nosso estudo a atividade de urease foi significativamente maior em todos os tratamentos em que o nitrogênio foi adicionado. Fato que provavelmente está relacionado à disponibilidade de N em quantidades suficientes para deslocar o metabolismo microbiana para mineralização de N (SONG et al., 2014).

Outro fator que pode estar associado a elevada atividade de urease nestes tratamentos é as alterações que a adição de N promoveu na comunidade microbiana do

solo (ZAMAN et al., 2009). A adição de N reduziu significativamente a diversidade da comunidade bacteriana do solo, favorecendo o domínio do filo Firmicutes cujos os gêneros mais representativos *Bacillus* e *Sporosarcina* são representado por bactérias produtoras de urease (MENG LI et al., 2013; HUI-LI et al., 2014).

Ligabue-Braun et al. (2013) avaliando a filogenia dos grupos produtores de urease verificou que todas as inferências exibiam uma tendência de distribuição semelhante em relação a produção de urease em cinco grupos microbianos: Euryarchaeota, Firmicutes, Proteobacteria e Cyanobacteria. A partir destes resultados podemos compreender a rápida dominância do filo Firmicutes, seguido do filo Proteobacteria em todos os tratamentos em que o nitrogênio foi adicionado. Assim nossos resultados demonstram que a disponibilidade de nutrientes C e N e estrutura da comunidade microbiana do solo foram os principais fatores que influenciaram as atividades enzimáticas específicas do solo.

Em comparação aos solos de Cerrado, neste trabalho e em outros realizados neste bioma tem sido observado que as Comunidades microbianas dos solos são diretamente afetadas pelo acréscimo de nutrientes, orgânicos ou não (QUIRINO et al., 2009; ARAUJO et al., 2008; CASTRO et al., 2016). A adição de fertilizantes orgânicos e minerais ao solo pode ativar comunidades de micro-organismos que respondem especificamente ao substrato adicionado, e que estavam em latência quando estes substratos no solo eram limitantes (BLAGODATSKY et al., 2010). Assim como observado em nossos resultados outros estudos têm relatado que a adição de diferentes substratos ao solo são acompanhadas por mudanças na composição da comunidade microbiana do solo (BLAGODATSKAYA et al 2007; FALCHINI et al 2003; FAORO et al., 2010; CHAVES-ROMERO et al., 2016).

Nós verificamos em nosso estudo, que a adição de composto Orgânico e Biochar não alteraram a estrutura e diversidade da comunidade bacteriana em 5 e 28 dias de incubação. Similar ao tratamento Controle, nos tratamentos Biochar e Orgânico os filos bacterianos mais abundantes foram: Proteobacteria, Bacteroidetes, Acidobacteria, Actinobacteria e Verrucomicrobia. Estes grupos taxonômicos tem sido amplamente encontrados em solos (ROESH et al., 2007; PEIXOTO et al., 2010; FIERER et al., 2012; BABUJIA et al., 2016) e apresentam papel importante na ciclagem e biodisponibilização de C e N nestes ambientes (FIERER; JACKSON,

2006; JANSSEN, 2006; HAO et al., 2008; JESUS et al., 2009; QUIRINO et al., 2009; LAUBER et al., 2009). Assim, de um ponto de vista funcional, a comunidade bacteriana do tratamento Controle, Biochar e Orgânico foi composta por uma diversidade de espécies que abrigam diferentes capacidades de degradação e comportamentos tróficos (PASCAULT et al., 2013).

Estes resultados são consistentes com Rampelotto et al. (2013) que avaliando comunidades bacterianas em solos do Cerrado encontraram como filos mais abundantes Proteobacteria, Acidobacteria, Actinobacteria, Bacteroidetes, Firmicutes e Gemmatimonadetes. Assim como Rachid et al. (2013) estudando a diversidade de bactérias em solos do Cerrado cultivados com cana-de-açúcar também encontraram como filos mais abundante em todos os tratamentos Acidobacteria, Proteobacteria, Actinobacteria, Verrucomicrobia, Gemmatimonadetes, Firmicutes, Planctomycetes e Bacteroidetes.

Em contrapartida a adição de N independente da fonte de adubação promoveu alterações na estrutura da comunidade bacteriana do solo estimulando a diversidade de uma população bacteriana que não era dominante na comunidade inata (FONTAINE et al., 2003). O filo Firmicutes não representativo nos tratamentos sem adição de N (Controle, Biochar e Orgânico) apresentou maior abundância em todos os tratamentos adicionados de nitrogênio seguido pelo filo Proteobacteria. Essas mudanças na composição bacteriana após a fertilização por N tem sido previamente explicada pela hipótese que grupos bacterianos copiotróficos (R estrategistas) que têm taxas de crescimento rápido são mais propensos a aumentar em condições de elevada disponibilidade de nutrientes, enquanto os grupos oligotróficos (K estrategistas) que têm uma taxa de crescimento mais lento estão propensos a diminuir (FIERER et al., 2007; BERNARD et al., 2007).

Para Fontaine et al. (2003) os micro-organismos copiotróficos (R-estrategistas) são bem diversificados metabolicamente e o crescimento acelerado destes micro-organismos aumenta a produção de enzimas para degradação de compostos sendo responsável pelo rápido aumento da biomassa e atividade microbiana. Assim os grupos bacterianos copiotróficos são melhor adaptados em solos fertilizados com N, enquanto que solos não fertilizados são mais favorável para grupos oligotróficos (CEDERLUND et al., 2014).

Proteobacteria são conhecidos como componentes críticos de fertilidade do solo, devido às suas funções nos ciclos de C, N e S (KERSTERS et al., 2006) sendo associadas com solos que contêm altos níveis de carbono disponível (FIERER et al., 2012). O filo Firmicutes inclui espécies de micro-organismos formadoras de esporos, resultando em uma maior chance de sobrevivência em ambientes perturbados (KURAMAE et al., 2012).

Fierer et al., (2007) verificaram uma diminuição na abundância relativa de Acidobacteria, Verrucomicrobia e Gemmatimonadetes após a fertilização nitrogenada sugerindo que estes grupos são oligotróficos, e são, portanto, mais propensos a dominar em ambientes de baixa disponibilidade de nutrientes. Para Verrucomicrobia, uma correlação negativa com teor de nitrogênio tem sido visto em vários outros estudos e os membros da Verrucomicrobia são geralmente consideradas como sendo oligotróficos (NEMERGUT et al., 2005; RAMIREZ et al., 2012). Actinobactérias são grupos taxonômicos caracterizados pela sua capacidade de degradar compostos orgânicos recalcitrantes como lignina (BOER et al., 2005) e hidrocarbonetos aromáticos policíclicos sendo considerado um grupo oligotrófico (UYETTEBROEK et al., 2006). Esses resultados podem ajudar a compreender o padrão de distribuição de comunidades bacterianas observado em nossos resultados em que a adição de nitrogênio favoreceu a dominância de Firmicutes e Proteobacterias considerados grupos copiotróficos e reduziu a abundância de Bacterioidetes, Acidobacteria, Actinobacteria e Verrucomicrobia grupos oligotróficos que são favorecidos em condições limitadas de nutrientes.

Semelhante aos nossos resultados Cong et al. (2015) comparando solos de pastagens adubados com nitrogênio e solos sem adubação verificaram alterações na estrutura e na diversidade da comunidade bacteriana com perda de diversidade e mudança dos grupos taxonômicos no solo adubado com nitrogênio. Estes autores encontraram 5 filos mais abundantes: Alphaproteobacteria, Firmicutes, Chloroflexi, Actinobacteria e Acidobacteria, sendo o filo Firmicutes dominante nos tratamentos que receberam adubação com nitrogênio.

Ramirez et al., (2012) demonstraram que algumas dessas mudanças parecem ser consistentes em vários tipos de solo e que Actinobacteria e Firmicutes foram consistentemente favorecido pela adição de N, ao passo que a abundância relativa de

Acidobacteria e Verrucomicrobia diminuiu. Resultados semelhantes foram encontrados por Wessén et al. (2010) avaliando a influência da adubação sobre a diversidade bacteriana de um solo argiloso em experimentos de campo verificaram que a fertilização com sulfato de amônio resultou em uma redução de 10 vezes na abundância da comunidade bacteriana do solo. Estes autores verificaram que a abundância relativa do filo Firmicutes aumentou significativamente no tratamento adicionado de sulfato de amônio, enquanto a abundância relativa do Verrucomicrobia diminuiu. Em contraste a adição de turfa estimulou significativamente a abundância relativa do Alphaproteobacteria, mas teve um impacto negativo sobre a abundância relativa de Firmicutes.

Nielsen et al. (2014) analisando as comunidades microbianas em um teste de campo controlado sob adição de biochar e adubação tradicional (ureia, superfosfato simples e cloreto de potássio) sobre a produção de milho observaram que os filos dominantes foram Proteobacteria, Firmicutes, Verrucomicrobia, Acidobacteria e Actinobacteria em todos os tratamentos.

Acidobacteria é um grupo geneticamente diverso de bactérias que são normalmente encontrados no solo e que têm um papel importante no ciclo biogeoquímico do carbono (QUAISER et al., 2003; LEE et al., 2008). O filo Actinobacteria está relacionado à degradação de lignina e polímeros recalcitrantes, sendo considerado ecologicamente importante na decomposição da matéria orgânica do solo (KIRBY, 2011; NAKOUTI et al., 2012). No presente estudo estes filos foram suprimidos pela adição de nitrogênio, indicando que as alterações promovidas na estrutura e composição da comunidade bacteriana do solo pode alterar também a funcionalidade com perdas de filos importantes para a ciclagem de nutrientes no solo (WALDROP et al., 2004; CHU et al., 2007). A redução destes grupos envolvidos na ciclagem de C após a adição de N pode também ter contribuído para redução da atividade das enzimas Desidrogenase e β -glicosidase envolvidas no ciclo do C (DIALLO-DIAGNE et al., 2016).

Apesar da redução de filos relacionado à ciclagem de nutrientes no solo, nós verificamos através da análise de predição funcional que não houve mudanças significativas das funções metabólicas entre os tratamentos sem nitrogênio (Controle, Biochar e Orgânico) e os tratamentos com nitrogênio. Mesmo com redução

significativa da diversidade da comunidade bacteriana do solo, e predomínio do filo Firmicutes nos tratamentos com nitrogênio, a maioria das funções metabólicas foram mantidas.

Não foi observada diferenças significativas nas análises funcionais em 5 e 28 dias de incubação, sendo em ambos os tempos avaliados observadas abundâncias mais elevadas nos processos celulares de transporte, replicação, reparação e recombinação de DNA, e as vias de metabolismo de carboidratos, aminoácidos e proteínas. Estas funções metabólicas tem sido também relatados como mais abundantes em estudos realizados em uma variedade de condições edafoclimáticas (SOUZA et al., 2015; LI et al., 2015; JUAN et al., 2015), sugerindo seu papel central no funcionamento do solo. No entanto, o grande número de sequências não classificados observados em nosso estudo destaca que funções importantes de comunidades bacterianas do solo permanecem desconhecidas.

Estes resultados corroboram com a suposição que vem sendo discutida na comunidade científica, que as comunidades microbianas são resistentes, resilientes, e/ou funcionalmente redundantes (E.-L.Ng et al., 2015). Tem sido considerado que uma comunidade microbiana é resistente se ela se apresenta semelhante em face de perturbações externas, indicando que é difícil perturbar o estado original dessa comunidade (CRUZ-MARTÍNEZ et al., 2012). É resiliente se quando sujeita a perturbações a composição da comunidade muda, no entanto, ela é rapidamente reestabelecida seja pelo crescimento ou pela adaptação fisiológica ou genética (FETZER et al., 2015). E a composição microbiana pode mudar em resposta às novas condições ambientais, mas as atividades funcionais permanecem redundantes de forma que os processos do ecossistema não são alterados (HECTOR, BAGCHI, 2007; ALLISON; MARTINY, 2008; CHAER et al., 2009).

Alguns grupos microbianos mostram um alto grau de flexibilidade metabólica e tolerância fisiológica às mudanças nas condições ambientais o que poderia resultar em comunidades microbianas que são resistentes (WAGG et al., 2014). Estes traços e outros associados às comunidades microbianas do solo, tais como elevada abundância, dispersão generalizada e potencial de crescimento rápido, tem sugerido que as comunidades microbianas podem se adaptar rapidamente as novas condições impostas (NANNIPIERI et al., 2003; FENCHEL; FINLAY, 2004; HECTOR, BAGCHI, 2007).

Além disso, a rápida adaptação evolutiva através da transferência horizontal de genes pode permitir que mesmo os micro-organismos sensíveis às novas condições ambientais possam reestabelecer rapidamente a sua composição original (BONKOWSKI; ROY, 2005; DUFFY et al., 2007). A elevada abundância e diversidade de micro-organismos têm sido utilizadas como um argumento para redundância funcional, pois é difícil imaginar que os ciclos biogeoquímicos são limitados apenas pela abundância microbiana (REED; MARTINY, 2007) ou diversidade genética (FENCHEL; FINLAY, 2004). Assim o significado da perda de biodiversidade é desafiado pelo conceito de redundância funcional (FIERER et al., 2003; BOTTON et al., 2006). Uma vez que diferentes espécies podem ter a mesma função em ecossistemas, a redundância funcional prevê que a perda de espécies não altera necessariamente o funcionamento do ecossistema devido à sua substituição por outros processos para a manutenção de espécies (DEGENS et al., 2001; LOREAU, 2004; GRIFFITHS; PHILIPPOT, 2013).

CONCLUSÕES

Nas condições em que esse trabalho foi conduzido nossos resultados demonstram que a torta de filtro submetida a um processo eficiente de estabilização da matéria orgânica pode contribuir para o aporte de MO em solos tropicais argilo-arenosos melhorando as propriedades físico-químicas do solo e estimulando a comunidade microbiana com reflexo também nos processos de ciclagem de nutrientes associados.

Além disso, o uso da torta de filtro como matéria prima para produção de fertilizantes orgânicos e organominerais pode contribuir para a redução dos custos de produção e impactos ambientais associados ao descarte inadequado deste resíduo transformando esse passivo ambiental em um subproduto da agroindústria da cana-de-açúcar com valor agregado, podendo assim, ser reinserido na cadeia produtiva.

Além de estimular a atividade microbiológica e contribuir para aumentar os teores de MO do solo. Nossos resultados mostraram que os fertilizantes organominerais produzidos a partir de torta de filtro compostada e pirolisada apresentaram menores perdas de nitrogênio por volatilização da amônia.

Nós verificamos que os fertilizantes organominerais produzidos com torta de filtro compostada provavelmente possui maior teor de C lábil que o biochar, o que favoreceu maior eficiência da comunidade bacteriana em armazenar C na biomassa com menores perdas de C na forma CO₂. Todavia verificamos que o biochar foi mais eficiente na redução de perdas de nitrogênio por volatilização de amônia podendo ser um potencial e eficiente fertilizante para reduzir perdas de nitrogênio. Além disso, é possível a partir destes resultados ajustar o processo de pirólise visando otimizar as perdas de nitrogênio e armazenamento de C em longo prazo nos solo. Para tal, faz-se necessário aprofundar os estudos em relação as propriedades físico-químicas do biochar de torta de filtro submetido à diferentes processos de produção e suas interações com solo e comunidade microbiana.

Nossos resultados mostraram que as comunidades microbianas do solo são profundamente afetadas pela adição de nitrogênio. A adição de nitrogênio

independente da fonte de adubação alterou a composição da comunidade bacteriana do solo, com significativa redução de diversidade e domínio dos filos Firmicutes e Proteobacteria considerados grupos copiotróficos com vantagens adaptativas em ambientes alterados.

Neste estudo, em condições de laboratório verificamos que as alterações na estrutura da comunidade bacteriana com significativa redução de diversidade não alterou a diversidade funcional cujas principais funções metabólicas foram mantidas. No entanto, o grande número de sequências não classificadas observadas em nosso estudo destaca que muitas funções das comunidades bacterianas do solo permanecem desconhecidas. Assim a longo prazo essas alterações na diversidade bacteriana do solo podem comprometer a capacidade metabólica e regenerativa do solo com consequências na ciclagem de nutrientes.

Outro aspecto importante a ser considerado é que a análise funcional confirmou os resultados encontrados na atividade enzimática, sendo observado um maior percentual de metabolismo de carboidrato energético e biodegradação nos tratamentos sem adição de nitrogênio nos quais a atividade de fosfatase, desidrogenase e β -glicosidase foram maiores. Enquanto nos tratamentos com nitrogênio prevaleceram atividades de metabolismo de aminoácidos e transporte de membranas sendo o metabolismo direcionado à mineralização de nitrogênio com aumento da atividade de FDA e urease.

Assim nossos resultados demonstram que é importante aliar às técnicas moleculares aos indicadores bioquímicos e microbiológicos e as propriedades físico-químicas do solo e dos materiais adicionados para compreender as complexas interações entre as comunidades bacterianas, ciclagem de nutrientes e às mudanças antrópicas e ambientais.

Apesar dos mecanismos que promovem as interações e alterações na comunidade bacteriana do solo frente à adição de nutrientes, especialmente o nitrogênio, ainda não estarem completamente esclarecidos. Nossos resultados fornece insights sobre as alterações na diversidade filogenética e funcional de comunidades bacterianas do solo frente à adição de fertilizantes orgânicos e organominerálos nitrogenados sendo necessário estudos mais aprofundados de longo prazo *in situ* para

ampliar nossa compreensão dos principais fatores que determinam a composição e interações de comunidades microbianas do solo.

REFERÊNCIAS

- ABBASI, M. K.; HINA, M.; TAHIR, M. M. Effect of *Azadirachta indica* (neem), sodium thiosulphate and calcium chloride on changes in nitrogen transformations and inhibition of nitrification in soil incubated under laboratory conditions. **Chemosphere**, Amsterdam, v. 82, n. 11, p. 1629 – 1635, 2011.
- ABBASI, M.K.; SHAH, Z.; ADAMS, W.A. Effect of the nitrification inhibitor nitrapyrin on the fate of nitrogen applied to a soil incubated under laboratory conditions. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, Weinheim, v. 166, n. 4, p. 513 – 518, 2003.
- ABDELHAFEZ, A. A.; JIANHUA, J.; ABBAS, M. H. H. Feasibility of biochar manufactured from organic wastes on the stabilization of heavy metals in a metal smelter contaminated soil. **Chemosphere**, Amsterdam, v. 117, p. 66 – 71, 2014. ISSN 0045-6535.
- ABDI, H. The Bonferonni and Sidák corrections for multiple comparisons. **Encyclopedia of measurement and statistics**, Sage, Thousand Oaks, Calif, USA, v. 3, p. 103 – 107, 2007.
- ABISOLO. **Plano Nacional de Biomassa**. In: Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. 44^a Reunião da Câmara Temática de Insumos Agropecuários. Brasília, DF, 2009.
- ABUJABHAH, I. S.; BOUND, S. A.; DOYLE, R.; BOWMAN, J. P. Effects of biochar and compost amendments on soil physico-chemical properties and the total community within a temperate agricultural soil. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 98, p. 243 – 253, 2016.
- ACINAS, S. G.; MARCELINO, L. A.; KLEPAC-CERAJ, V.; POLZ, M. F. Divergence and Redundancy of 16S rRNA Sequences in Genomes with Multiple *rrn* Operons. **Journal of bacteriology**, Washington DC, v. 186, n. 9, p. 2629 – 2635, May 2004.
- ADHIKARI, B. K.; BARRINGTON, S.; MARTINEZ, J.; KING, S. Effectiveness of three bulking agents for food waste composting. **Waste management**, Elsevier, Amsterdam, v. 29, n. 1, p. 197-203, 2009.
- ADORNA, J. C.; CRUSCIOL, C. A. C.; ROSSATO, O. B. Fertilization with filter cake and micronutrients in plant cane. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, São Paulo, v.

37, n. 3, p. 649-657, 2013.

BASS, A. M.; BIRD, M. I.; KAY, G.; MUIRHEAD, B. Soil properties, greenhouse gas emissions and crop yield under compost, biochar and co-composted biochar in two tropical agronomic systems. **Science of the Total Environment**, v. 550, p. 459-470, 2016.

AGREN, G. I.; HYVONEM, R.; BERGLUND, S. L.; HOBIE, S. E. Estimating the critical N: C from litter decomposition data and its relation to soil organic matter stoichiometry. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 67, p. 312-318, 2013.

AHMAD, M.; RAJAPAKSHA, A.U.; LIM, J.E; ZHANG, M.; BOLAN, N.; VITHANAGE, M.; LEE, S.S.; OK-SIK, Y. Biochar as a sorbent for contaminant management in soil and water: A review. **Chemosphere**, Amsterdam, v. 99, p. 19 – 33, 2014.

AITA, C.; GIACOMINI, S. J.; HUBNER, A. P. Nitrificação do nitrogênio amoniacal de dejetos líquidos de suínos em solo sob sistema de plantio direto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 42, n. 1, p. 95 – 102, 2007.

AJWA, H. A.; TABATABAI, M. A. Decomposition of different organic materials in soils. **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 18, n. 3, p. 175 – 182, 1994.

AKANDE, M.O.; OLUWATOYINBO, F.I.; MAKINDE, E.A.; ADEPOJU, A.S.; ADEPOJU, I. S. Response of okra to organic and inorganic fertilization. **Nature and Science**, v. 8, n. 11, p. 261 – 266, 2010.

ALARCÓN-GUTIÉRREZ, E.; FLOCH, C.; ZIARELLI, F.; AUGUR, C.; CRIQUET, S. Drying–rewetting cycles and γ -irradiation effects on enzyme activities of distinct layers from a *Quercus ilex* L. litter. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 2, p. 283-290, 2010.

ALCÂNTARA, F. A. de.; NETO-FURTINI, A.E.; PAULA, M.B. de.; MESQUITA, H. A. de.; MUNIZ, J.A. Adubação verde na recuperação da fertilidade de um latossolo vermelho escuro degradado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, p. 277 – 288, Fevereiro 2000.

ALLISON, S. D. Cheaters, diffusion and nutrients constrain decomposition by microbial enzymes in spatially structured environments. **Ecology Letters**, Blackwell Publishing Ltd, Oxford, UK, v. 8, n. 6, p. 626 – 635, 2005.

ALLISON, S. D.; GARTNER, T.B.; HOLLAND, K.; WEINTRAUB, M. SINSABAUGH, R.L. Soil Enzymes: Linking Proteomics and Ecological Processes. In: Manual of Environmental Microbiology, Third Edition. **American Society of Microbiology**, Las Vegas, USA, p. 704 – 711, 2007.

ALLISON, S. D.; LU, Y.; WEIHE, C.; GOULDEN, M. L.; MARTINY, A. C.; TRESEDER, K. K.; MARTINY, J. B. H. Microbial abundance and composition influence litter decomposition response to environmental change. **Ecology**, Ecology Society of America, v. 94, n. 3, p. 714-725, 2013.

ALLISON, S. D.; MARTINY, J. B. H. Resistance, resilience, and redundancy in microbial communities. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 105, n. Supplement 1, Washington DC, p. 11512 – 11519, 2008.

ALLISON, S.D.; VITOUSEK, P.M. Extracellular enzyme activities and carbon chemistry as drivers of tropical plant litter decomposition. **Biotropica**, v. 36, n. 3, p. 285 – 296, 2004.

AL-WABEL, M. I.; AL-OMRAN, A.; EL-NAGGAR, A. H.; NADEEM, M.; USMAN, A. R. A. Pyrolysis temperature induced changes in characteristics and chemical composition of biochar produced from conocarpus wastes. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 131, p. 374-379, 2013.

AMELOOT, N.; GRABER, E.R.; VERHEIJEN, F.G.; NEVES, S. de. Interactions between biochar stability and soil organisms: review and research needs. **European Journal of Soil Science**, Blackwell Publishing Ltd, v. 64, n. 4, p. 379 – 390, 2013.

AMONETTE, J.; JOSEPH, S. Characteristics of Biochar microchemical Properties. In: EARTHSCAN. Biochar for Environmental Management: **Science and Technology**. London, UK. cap. 3, p. 33–52, 2009.

ANAND, K. G. V.; KUBAVAT, D.; TRIVEDI, K.; AGARWAL, P. K.; WHEELER, C.; GHOSH, A. Long-term application of Jatropha press cake promotes seed yield by enhanced soil organic carbon accumulation, microbial biomass and enzymatic activities in soils of semi-arid tropical wastelands. **European Journal of Soil Biology**, Elsevier, Amsterdam, v. 69, p. 57-65, 2015.

ANAYA, C. A.; HUBER-SANNWALD, E. Long-term soil organic carbon and nitrogen dynamics after conversion of tropical forest to traditional sugarcane agriculture in East Mexico. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 147, p. 20-29, 2015.

ANDERSON, C.R.; HAMONTS, K.; CLOUGH, T.J.; CONDRON, L.M.; FIERS, M.; STEWART, A.; HILL, R.A.; SHERLOCK, R.R. Biochar induced soil microbial community change: Implications for biogeochemical cycling of carbon, nitrogen and phosphorus. **Pedobiologia**, Amsterdam, v. 54, n. 56, p. 309 – 320, 2011.

ANTAL, M. J.; GRONLI, M. The art, science, and technology of charcoal production. **Industrial & Engineering Chemistry Research**, ACS Publications, v. 42, n. 8, p. 1619-1640, 2003.

ANTIL, R. S.; RAJ, D.; NARWAL, R. P.; SINGH, J. P. Evaluation of maturity and stability parameters of composts prepared from organic wastes and their response to wheat. **Waste and Biomass Valorization**, Springer, Berlin, v. 4, n. 1, p. 95-104, 2013.

ARAÚJO, A. S. F.; CESARZ, S.; LEITE, L. F. C.; BORGES, C. D.; TSAI, S. M.; EISENHAEUER, N. Ademir Sérgio Ferreira et al. Soil microbial properties and temporal stability in degraded and restored lands of Northeast Brazil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 66, p. 175-181, 2013.

ARANTES, A. E.; FERREIRA, L. G.; COE, M. T. The seasonal carbon and water balances of the Cerrado environment of Brazil: Past, present, and future influences of land cover and land use. **ISPRS Journal of Photogrammetry and Remote Sensing**, v. 117, p. 66-78, 2016.

ARNOSTI, C. Microbial Extracellular Enzymes and the Marine Carbon Cycle. **Annual Review of Marine Science**, Palo Alto, USA, v. 3, n. 1, p. 401 – 425, 2011.

ARRUDA, O. G.; ALVES, M. A. A.; GIÁCOMO, M. C.; GUIMARÃES, R. Comparação de custos de implantação de eucalipto com resíduo celulósico em substituição ao fertilizante mineral. **Revista Ceres**, Universidade Federal de Viçosa, p. 576-583, 2011.

ASAKAWA, S.; KIMURA, M. Comparison of bacterial community structures at main habitats in paddy field ecosystem based on DGGE analysis. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 40, n. 6, p. 1322 – 1329, Jun 2008.

ATKINSON, C. J.; FITZGERALD, J. D.; HIPPS, N. A. Potential mechanisms for achieving agricultural benefits from biochar application to temperate soils: a review. **Plant and Soil**, Amsterdam, NL, v. 337, n. 1, p. 1 – 18, 2010.

AWAD, T. S.; MOHARRAM, H. A.; SHALTOUT, O. E.; ASKER, D.; YOUSSEF, M. M. Applications of ultrasound in analysis, processing and quality control of food: A

review. **Food Research International**, Elsevier, Amsterdam, v. 48, n. 2, p. 410-427, 2012.

BABUJIA, L. C.; SILVA, A. P.; NAKATANI, A.; S.; CANTÃO, M. E.; VASCONCELOS, A. T. R.; VISENTAINER, J. V.; HUNGRIA, M. Impact of long-term cropping of glyphosate-resistant transgenic soybean [*Glycine max* (L.) Merr.] on soil microbiome. **Transgenic research**, Springer, Berlin, p. 1-16, 2016.

BAILEY, V.L. FANSLER, J. S.; SMITH, J.L.; BOLTON, H. Jr. Reconciling apparent variability in effects of biochar amendment on soil enzyme activities by assay optimization. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, NL, v. 43, n. 2, p. 296 – 301, 2011.

BALDOCK, J. A.; SMERNIK, R. J. Chemical composition and bioavailability of thermally altered *Pinus resinosa* (Red pine) wood. **Organic Geochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 33, n. 9, p. 1093-1109, 2002.

BALESTRA, G. M.; MISAGHI, I. J. Increasing the efficiency of the plate counting method for estimating bacterial diversity. **Journal of Microbiological Methods**, Elsevier, Amsterdam, v. 30, n. 2, p. 111-117, 1997.

BALOTA, Elcio Liborio; CHAVES, Julio César Dias. Atividade enzimática e mineralização do carbono e nitrogênio sob solo cultivado com adubos verdes na cultura do cafeeiro. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, Viçosa, v. 34, n. 5, p. 1573-1583, Outubro 2010.

BANDICK, A. K.; DICK, R. P. Field management effects on soil enzyme activities. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, NL, v. 31, n. 11, p. 1471 – 1479, 1999.

BANERJEE, M. R.; BURTON, D. L.; DEPOE, S. Impact of sewage sludge application on soil biological characteristics. **Agriculture, ecosystems & environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 66, n. 3, p. 241-249, 1997.

BANERJEE, S.; KIRKBY, C. A.; SCHMUTTER, D.; BISSETT, A.; KIRKEGAARD, J. A.; RICHARDSON, A. E. Network analysis reveals functional redundancy and keystone taxa amongst bacterial and fungal communities during organic matter decomposition in an arable soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 97, p. 188-198, 2016.

BASTIDA, F.; MORENO, J.L.; HERMÁDEZ, T.; GARCÍA, C. et al. Microbiological activity in a soil 15 years after its revegetation. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, HL, v. 38, n. 8, p. 2503 – 2507, 2006.

BASTOS, E. A.; CARDOSO, M. J.; MELO, F.B. de.; RIBEIRO, V.Q.; ANDRADE, A.S. Doses e formas de parcelamento de nitrogênio para a produção de milho sob plantio direto. **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, n. 2, p. 275 – 280, 2008.

BEESELEY, L. MORENO-JIMÉNEZ. E.; EYLES-GOMES, J.L.; HARRIS, E.; ROBINSON, B.; SIZMUR, T. A review of biochars potential role in the remediation, revegetation and restoration of contaminated soils. **Environmental Pollution**, Amsterdam, HL, v. 159, n. 12, p. 3269 – 3282, 2011.

BENGTSSON, J.; AHNSTRÖM, J.; WEIBULL, ANN-CHRISTIN. The effects of organic agriculture on biodiversity and abundance: a meta-analysis. **Journal of Applied Ecology**, Wiley Online Library, v. 42, n. 2, p. 261-269, 2005.

BENITES, V. M.; MENDONÇA, E. S.; SCHAEFER, C. E.; NOVOTNY, E.H.; REIS, E. L.; KER, J.C. Properties of black soil humic acids from high altitude rocky complexes in Brazil. **Geoderma**, Amsterdam, HL, v. 127, n. 1/2, p. 104 – 113, Jul 2005.

BENITES, V.M.; CORREA, J.C.; MENEZES, J.F.S.; POLIDORO, J.C. Produção de fertilizante organomineral granulado a partir de dejetos de suínos e aves no Brasil. In: XXIX Reunião Brasileira de Fertilidade de Solo e Nutrição de Planta. **FERTBIO**, Guarapari, ES, 2010.

BENT, S. J.; FORNEY, L. J. The tragedy of the uncommon: understanding limitations in the analysis of microbial diversity. **ISME J, International Society for Microbial Ecology**, Moscow, USA, v. 2, n. 7, p. 689 – 695, May 2008.

BERNAL, M.P.; ALBURQUERQUE, J.A.; MORAL, R. Composting of animal manures and chemical criteria for compost maturity assessment. A review. **Bioresource Technology**, Amsterdam, HL, v. 100, n. 22, p. 5444 – 5453, 2009. Cited By 339.

BERNARD, L.; MOUGEL, C.; MARON, P.-A.; NOWAK, V.; LÉVÊQUE, J.; HENAULT, C.; HAICHAR, F. Z.; BERGE, O.; MAROL, C.; BALESSENT, J.; GIBIAT, F.; LEMANCEAU, P.; RANJARD, L. Dynamics and identification of soil microbial populations actively assimilating carbon from ¹³C-labelled wheat residue as estimated by DNA- and RNA-SIP techniques. **Environmental Microbiology**, Wiley Online Library, v. 9, i. 3, p. 752-764, 2007.

BICKEL, U.; DROS, J. M. The impacts of soybean cultivation on Brazilian ecosystems. **WWF**, Amsterdam 2003.

BIEDERMAN, L. A.; HARPOLE, W. S. Biochar and its effects on plant productivity and nutrient cycling: a meta-analysis. **GCB Bioenergy**, v. 5, n. 2, p. 202 – 214, 2013.

BIMÜLLER, C.; MUELLER, C.W.; LUTZOW, M. V.; KREYLING, O.; KOLBL, O.; HAUG, S.; SCHLOTER, M.; KNABNER, I. K. Decoupled carbon and nitrogen mineralization in soil particle size fractions of a forest topsoil. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, HL, v. 78, p. 263 – 273, 2014.

BISSETT, A.; RICHARDSON, A. E.; BAKER, G.; THRALL, P. H. Long-term land use effects on soil microbial community structure and function. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 51, p. 66-78, 2011.

BLAGODATSKAYA, E. V.; BLAGODATSKY, S. A.; ANDERSON, T-H.; KUZYAKOV, Y. Priming effects in Chernozem induced by glucose and N in relation to microbial growth strategies. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 37, n. 1, p. 95-105, 2007.

BLAGODATSKAYA, E.; KUZYAKOV, Y. Active microorganisms in soil: Critical review of estimation criteria and approaches. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, HL, v. 67, p. 192 – 211, 2013.

BLAGODATSKY, S.; BLAGODATSKAYA, E.; YUYUKINA, T.; KUZYAKOV, Y. Model of apparent and real priming effects: linking microbial activity with soil organic matter decomposition. **Soil biology and biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 8, p. 1275-1283, 2010.

BLUMAN, A. G. Elementary Statistics (A Step by Step Approach) McGraw-Hill Higher Education, USA, 2007.

BOER, W. D.; FOLMANN, L. B.; SUMMERBELL, R. C.; BODDY, L.; Living in a fungal world: impact of fungi on soil bacterial niche development. **FEMS Microbiology Reviews**, Oxford, UK, v. 29, p. 795-811, 2005.

BONKOWSKI, M.; ROY, J. Soil microbial diversity and soil functioning affect competition among grasses in experimental microcosms. **Oecologia**, Springer, Berlin, v. 143, n. 2, p. 232-240, 2005.

BOTTON, S.; VAN HEUSDEN, M.; PARSONS, J. R.; SMIDT, H.; STRAALLEN, N. Resilience of microbial systems towards disturbances. **Critical reviews in microbiology**, Taylor & Francis Online, v. 32, n. 2, p. 101-112, 2006.

BOUWMAN, A. F.; BOUMANS, L. J. M.; BATJES, N. H. Emissions of N₂O and NO from fertilized fields: Summary of available measurement data. **Global Biogeochemical Cycles**, Wiley Online Library, v. 16, n. 4, 2002.

BRESOLIN, J. D.; BUSTAMANTE, M. M. C.; KRUGER, R. H.; SILVA, M. R. S. S.; PEREZ, K. S. Structure and composition of bacterial and fungal community in soil under soybean monoculture in the Brazilian Cerrado. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 41, n. 2, p. 391-403, 2010.

BREVIK, E. C. Soils and climate change: gas fluxes and soil processes. **Soil Horizons**, v. 53, n. 4, p. 12-23, 2012.

BREWER, C. E.; SCHMIDT-ROHR, K.; SATRIO, J. A.; BROWN, R. C. Characterization of biochar from fast pyrolysis and gasification systems. **Environmental Progress & Sustainable Energy**, Wiley Online Library, v. 28, n. 3, p. 386-396, 2009.

BRONICK, C.J.; LAL, R. Soil structure and management: a review. **Geoderma**, Amsterdam, HL, v. 124, n. 1â2, p. 3 – 22, 2005.

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

BRUUN, E. W.; HAUGGAARD-NIELSEN, H.; IBRAHIM, N.; EGSGAARD, H.; AMBUS, P.; JENSEN, P. A.; DAM-JOHANSEN, K. Influence of fast pyrolysis temperature on biochar labile fraction and short-term carbon loss in a loamy soil. **Biomass and Bioenergy**, Elsevier, Amsterdam, v. 35, n. 3, p. 1182-1189, 2011.

BURNS, R. G.; FOREST, J.L.; MARXSEN, J.; SINSABAUGH, R.L.; STROMBERGER, M.E.; WALLENSTEIN, M. D.; WEINTRAUB, M.N.; WEINTRAUB, M.N.; ZOPPIN, A. Soil enzymes in a changing environment: Current knowledge and future directions. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, HL, v. 58, p. 216 – 234, 2013.

BURTON, C. H.; TURNER, Claire. Manure management: Treatment strategies for sustainable agriculture. Editions Quae, Bedford, UK, 2003.

BUTLER, T. A.; SIKORA, L.J.; STEINHILBER, P.M.; DOUGLASS, L.W. Compost age and sample storage effects on maturity indicators of biosolids compost. **Journal of**

Environmental Quality, Madison, USA, v. 30, n. 6, p. 2141 – 2148, 2001.

CALDWELL, A. C.; SILVA, L. C. F.; SILVA, C. C.; OUVENEY, C. C. Prokaryotic Diversity in the Rhizosphere of Organic, Intensive, and Transitional Coffee Farms in Brazil. **PloS one**, v. 10, n. 6, p. e0106355, 2015.

CALLEJA-CERVANTES, M. E.; FERNÁNDEZ-GONZÁLEZ, A.J.; IRIGOYEN, I.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, M.; APARICIO-TEJO, P. M.; MENÉNDEZ, S. Thirteen years of continued application of composted organic wastes in a vineyard modify soil quality characteristics. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, HL, v. 90, p. 241 – 254, 2015.

CANTARELLA, H.; MARCELINO, R. O uso de inibidor de urease para aumentar a eficiência da uréia. Simpósio sobre Informações Recentes para Otimização da Produção Agrícola, **International Plant Nutrition Institute**, Piracicaba, BR, v. 1, 2007.

CANTARELLA, H.; TRIVELIN, P.C.O.; LEONARDO, T.; CONTIN, M.; DIAS, F.L.F.; ROSSETO, R.; MARCELINO, R.; COIMBRA, R.B.; QUAGGIO, J.A. Ammonia volatilization from urease inhibitor-treated urea applied to sugarcane trash blankets. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, BR, v. 65, p. 397 – 401, 00 2008.

CAPORASO, J. G.; KUCZYNSKI, J.; STOMBAU, J.; BITTINGER, K.; BUSHMAN, F.D.; COSTELLO, E.K.; FIERER, N.; PENA, A.G.; GOODRICH, J.K, GORDON, JI, HUTTLEY, G.A.; KELLEY, S.T.; KNIGHTS, D., KOENIG, J.E.; SEVINSKY, JR.; TURBAUGH, P.J.; WALTERS, W.A.; WINDMAN, J. YATSUNENKO T, ZANEVELD J, KNIGHT R. QIIME allows analysis of high-throughput community sequencing data. **Nature methods**, v. 7, n. 5, p. 335 – 336, 2010.

CAPORASO, J. G.; LAUBER, C.L.; WALTERS, W.A.; BERG-LYONS, D.; HUNTLEY, J.; FIERER, N.; OWENS, S.M.; BETLEY, J.; FRASER, L.; BAUER, M.; GORMLEY, N.; GILBERT, J.A.; SMITH, G. KNIGHT, R. Ultra-high-throughput microbial community analysis on the Illumina HiSeq and MiSeq platforms. **ISME J, International Society for Microbial Ecology**, v. 6, n. 8, p. 1621 – 1624, 2012.

CARRIJO, B. R.; BACCARO, C. A. D. Análise sobre a erosão hídrica na área urbana de Uberlândia (MG). **Caminhos de Geografia**, Uberlândia, BR, v. 2, n. 2, 2001.

CARVALHO, J. L. N.; RAUCCI, G. S.; CERRI, C. E.; 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**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 110, n. 1, p. 175 – 186, 2010.

CARVALHO, R. P.; MOREIRA, R. A.; CRUZ, M. C. M.; FERNANDES, D. R.; OLIVEIRA, A. F. Organomineral fertilization on the chemical characteristics of Quartzarenic Neosol cultivated with olive tree. **Scientia Horticulturae**, Elsevier, Amsterdam, v. 176, p. 120-126, 2014.

CASE, S. D. C.; MCNAMARA, N. P.; REAY, D. S.; STOTT, A. W.; GRANT, H. K.; WHITAKER, J. Biochar suppresses N₂O emissions while maintaining N availability in a sandy loam soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 81, p. 178-185, 2015.

CASTRO, A. P. de.; SARTORI, S. MR., QUIRINO, B.F.; BUSTAMANTE, M.M. C.; KRUGER, R.H. Microbial Diversity in Cerrado Biome (Neotropical Savanna) Soils. PLoS ONE, **Public Library of Science**, Rio de Janeiro, BR, v. 11, n. 2, 02 2016.

CASTRO DE REZENDE, G. Agricultural growth and agrarian structure in the Brazilian Cerrado: the role of land prices, natural resources and technology. **Natural Resources and Technology. IPEA Working Paper**, n. 913, 2003.

CASTRO, A. P.; QUIRINO, B.F. PAPPAS, G.J. KUOKAWA, A.S.; NETO, E.L, CATSKÁ, V. Improving Efficiency of Urea Fertilizers by Inhibition of Soil Urease Activity. **Biologia Plantarum**, London, UK, v. 46, n. 1, p. 56 – 56, 2002.

CAYUELA, M. L.; SÁNCHEZ-MONEDERO, M. A.; ROIG, A. Two-phase olive mill waste composting: enhancement of the composting rate and compost quality by grape stalks addition. **Biodegradation**, Springer, Berlin, v. 21, n. 3, p. 465-473, 2010.

CAYUELA, M. L.; SÁNCHEZ-MONEDERO, M.A.; ROIG, A. HANLEY, K. ENDERS, A.; LEHMANN, J. Biochar and denitrification in soils: when, how much and why does biochar reduce N₂O emissions? Scientific reports, **Nature Publishing Group**, v. 3, 2013.

CEDERLUND, H.; WESSÉN, E.; ENWALL, K.; JONES, C. M.; JUHANSON, J.; PELL, M.; PHILIPPOT, L.; HALLIN, S. Soil carbon quality and nitrogen fertilization structure bacterial communities with predictable responses of major bacterial phyla. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 84, p. 62-68, 2014.

CENINI, V. L.; FORNARA, D. A.; MCMULLAN, G.; TERNAN, N.; LAJTHA, K.; CRAWLEY, M. J. Chronic nitrogen fertilization and carbon sequestration in grassland soils: evidence of a microbial enzyme link. **Biogeochemistry**, Springer, Berlin, v. 126, n. 3, p. 301-313, 2015.

CÉSPEDES-PAYRET, C.; PINEIRO, G.; GUTIÉRREZ, O. PANARIO, D. Land use change in a temperate grassland soil: A ore station effects on chemical properties and their ecological and mineralogical implications. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 438, p. 549 – 557, 2012.

CHAER, G.; FERNANDES, M.; MYROLD, D.; BOTTOMLEY, P. Comparative Resistance and Resilience of Soil Microbial Communities and Enzyme Activities in Adjacent Native Forest and Agricultural Soils. **Microbial Ecology**, Springer, Berlin, DE, v. 58, n. 2, p. 414 – 424, 2009.

CHAN, K. Y.; XU, Z. H. Biochar - Nutrient Properties and their Enhancement. In: EARTHSCAN. Biochar for Environmental Management. **Science and Technology**. London, UK: Earthscan, 2009. cap. 5, p. 67 – 84.

CHANDER, K.; BROOKES, P. C. Microbial biomass dynamics during the decomposition of glucose and maize in metal-contaminated and non-contaminated soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 23, n. 10, p. 917-925, 1991.

CHAPIN III, S. F.; MCFARLAND, J.; MCGUIRE, D. A.; EUSKIRCHEN, E. S.; RUESS, R. W.; KIELLAND, K. The changing global carbon cycle: linking plant–soil carbon dynamics to global consequences. **Journal of Ecology**, Wiley Online Library, v. 97, n. 5, p. 840-850, 2009

CHAUHAN, M. K.; CHAUDHARY, V. S.; SAMAR, S. K. Life cycle assessment of sugar industry: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, Elsevier, Amsterdam, v. 15, n. 7, p. 3445-3453, 2011.

CHAVES-ROMERO, Y.; NAVARRO-NOYA, Y. E.; REYNOSO-MARTÍNEZ, S. C.; SARRIA-GUZMÁN, Y.; GOVAERTS, B.; VERHULST, N.; DENDOOVEN, L.; LUNA-GUIDO, M. 16S metagenomics reveals changes in the soil bacterial community driven by soil organic C, N-fertilizer and tillage-crop residue management. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 159, p. 1-8, 2016.

CHEN, C. R.; CONDRON, L. M.; GOLORAN, J. XU, Z. H.; CHAN, K.Y. Impacts of greenwaste biochar on ammonia volatilisation from bauxite processing residue sand. **Plant and soil**, Springer, Berlin, DE, v. 367, n. 1-2, p. 301 – 312, 2013.

CHEN, Y.; CHEN, Y.X.; HUANG, X.; HU, B.; SHI, D. Z.; WU, W. X. Effects of bamboo charcoal and bamboo vinegar on nitrogen conservation and heavy metals immobility during pig manure composting. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, HL,

v. 78, n. 9, p. 1177 – 1181, 2010.

CHENG, C.-H.; LEHMANN, J.; THIES, J. E.; BURTON, S. D.; ENGELHARD, M. H. Oxidation of black carbon by biotic and abiotic processes. **Organic Geochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 37, n. 11, p. 1477-1488, 2006.

CHEUNG, H. N. B.; HUANG, G. H.; YU, H. Microbial-growth inhibition during composting of food waste: effects of organic acids. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 101, n. 15, p. 5925-5934, 2010.

CHIEN, S. H.; PROCHNOW, L. I.; CANTARELLA, H. Recent Developments of Fertilizer Production and Use to Improve Nutrient Efficiency and Minimize Environmental Impacts. **Advances in Agronomy**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 102. p. 267 – 322, 2009.

CHINNADURAI, C.; GOPALASWAMY, G.; BALACHANDAR, D. Long term effects of nutrient management regimes on abundance of bacterial genes and soil biochemical processes for fertility sustainability in a semi-arid tropical Alfisol. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 232, p. 563-572, 2014.

CHOWDHURY, M. A.; DE NEERGAARD, A.; JENSEN, L. S. Potential of aeration flow rate and bio-char addition to reduce greenhouse gas and ammonia emissions during manure composting. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 97, p. 16-25, 2014.

CHU, H.; FIERER, N. LAUBER, C. L, CAPORASO, J. G.; KNIGHT, R. GROGAN, P. Soil bacterial diversity in the Arctic is not fundamentally different from that found in other biomes. **Environmental Microbiology**, Blackwell Publishing Ltd, v. 12, n. 11, p. 2998 – 3006, 2010.

CHU, H.; FUJII, T.; MORIMOTO, S.; LIN, X.; YAGI, K.; HU, J.; ZHANG, J. Community Structure of Ammonia-Oxidizing Bacteria under Long-Term Application of Mineral Fertilizer and Organic Manure in a Sandy Loam Soil. **Applied and Environmental Microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 73, n. 2, p. 485-491, 2007.

CHU, H.; LIN, X.; FUJII, T.; MORIMOTO, S.; YAGI, K.; HU, J.; ZHANG, J. Soil microbial biomass, dehydrogenase activity, bacterial community structure in response to long-term fertilizer management. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v.39, p.2971-2976, 2007.

CLOUGH, T. J.; CONDRON, L. M. KAMMANN, C. MULLER, C. A review of biochar and soil nitrogen dynamics. **Agronomy**, Multidisciplinary Digital Publishing

Institute, Lincoln, NZ, v. 3, n. 2, p. 275 – 293, 2013.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira: cana-de-açúcar – Segundo levantamento. v. 2 – Safra 2015/16, n. 2 - Segundo Levantamento, Brasília, Agosto 2015.

CONG, J.; YANG, Y.; LIU, X.; LU, H.; ZHOU, J.; LI, D.; YIN, H.; DING, J.; ZHAN, Y. Analyses of soil microbial community compositions and functional genes reveal potential consequences of natural forest succession. **Scientific Reports**, Macmillan Publishers Limited, v. 5, p. 10007, May 2015.

CONTRERAS, A. M.; ROSA, E.; PÉREZ, M.; VAN LANGENHOVE, H.; DEWULF, J. Comparative life cycle assessment of four alternatives for using by-products of cane sugar production. **Journal of Cleaner Production**, Elsevier, Amsterdam, v. 17, n. 8, p. 772-779, 2009.

COOKSON, W. R.; OSMAN, M.; MARSCHENER, P.; ABAYE, D. A.; CLARK, I.; MURPHY, D. V.; STOCKDALE, E. A.; WATSON, C. A. Controls on soil nitrogen cycling and microbial community composition across land use and incubation temperature. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 39, n. 3, p. 744 – 756, 2007.

COSTA, L. G.; Marin, F. R.; NASSIF, D. S. P.; PINTO, H. M. S.; LOPES-ASSAD, M. L. R. C. Simulação do efeito do manejo da palha e do nitrogênio na produtividade da cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Brasília, v. 18, n. 5, p. 469-474, 2014.

COSTA, M. C. G.; VITTI, G. C.; CANTARELLA, H. Volatilização de N-NH₃ de fontes nitrogenadas em cana-de-açúcar colhida sem despalha a fogo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, São Paulo, BR, v. 27, n. 4, p. 631 – 637, 2003.

COTRUFO, M. F.; WALLENSTEIN, M. D.; BOOT, C M.; DENEFF, K.; PAUL, E. The Microbial Efficiency-Matrix Stabilization (MEMS) framework integrates plant litter decomposition with soil organic matter stabilization: do labile plant inputs form stable soil organic matter?. **Global Change Biology**, Wiley Online Library, v. 19, n. 4, p. 988-995, 2013.

CREAMER, C. A.; MACDONALD, L. M.; BALDOCK, J. A.; SANDERMAN, J.; FARRELL, M. Divergent responses of organic matter composition to incubation temperature. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 259, p. 279-287, 2015.

CROSS, A.; SOHI, S. P. The priming potential of biochar products in relation to labile carbon contents and soil organic matter status. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 43, n. 10, p. 2127 – 2134, 2011.

CRUZ-MARTÍNEZ, K. ROSLING, A.; ZHANG, Y.; SONG, M.; ANDERSEN, G. L.; BANFIELD, J. F. Effect of rainfall-induced soil geochemistry dynamics on grassland soil microbial communities. **Applied and environmental microbiology**, American Society For Microbiology, Washington DC, v. 78, n. 21, p. 7587-7595, 2012.

CUNHA, E. de Q.; STONE, L. F.; ENDERSON, P. B. F.; AGOSTINHO, D. D.; MOREIRA, J. A. A. Atributos físicos, químicos e biológicos de solo sob produção orgânica impactados por sistemas de cultivo. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Brasília, BR, v. 16, p. 56 – 63, 01 2012.

DANIEL, R. The metagenomics of soil. **Nature Reviews Micro**, Nature, v. 3, n. 6, p. 470 – 478, Jun 2005.

DAWAR, K.; ZAMAN, M.; ROWARTH, J. S.; BLENNERHASSET, J.; TURNBULL, M. H. Urease inhibitor reduces N losses and improves plant-bioavailability of urea applied in fine particle and granular forms under field conditions. **Agriculture, ecosystems & environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 144, n. 1, p. 41-50, 2011.

DA SILVA, C. R.; DE SOUZA, K. B.; FURTADO, W. F. Evaluation of the Progress of Intensive Agriculture in the Cerrado Piauiense–Brazil. **IERI Procedia**, v. 5, p. 51-58, 2013.

DE ALMEIDA JÚNIOR, A. B.; NASCIMENTO, C. W. A.; SOBRAL, M. F.; SILVA, F. B. V.; GOMES, W. A. Fertilidade do solo e absorção de nutrientes em cana-de-açúcar fertilizada com torta de filtro1. **Revista Brasileira Engenharia Agrícola Ambiental**, Campina Grande, PB, v. 15, n. 10, p. 1004-1013, 2011.

DE CARVALHO MENDES, I., FERNANDES, M. F., CHAER, G. M., & DOS REIS JUNIOR, F. B. Biological functioning of Brazilian Cerrado soils under different vegetation types. **Plant and soil**, v. 359, n. 1-2, p. 183-195, 2012.

DE CASTRO, A. P.; DA SILVA, M. R. S. S.; QUIRINO, B. F.; BUSTAMANTE, M. M. C. KRUGER, R. H. Microbial Diversity in Cerrado Biome (Neotropical Savanna) Soils. **PloS one**, San Francisco, v. 11, n. 2, p. e0148785, 2016.

DE SOUZA FERREIRA FILHO, J. B.; HORRIDGE, M. Ethanol expansion and indirect land use change in Brazil. **Land Use Policy**, Elsevier, Amsterdam, v. 36, p.

595-604, 2014.

DEENIK, J. L.; MCCLELLAN, T.; UEHARA, G.; ANTAL, M. J.; CAMPBELL, S. Charcoal volatile matter content influences plant growth and soil nitrogen transformations. **Soil Science Society of America Journal**, American Society of Agronomy, Madison, v. 74, n. 4, p. 1259-1270, 2010.

DEGENS, B. P.; SCHIPPER, L. A.; SPARLING, G. P.; DUNCAN, L. C. Is the microbial community in a soil with reduced catabolic diversity less resistant to stress or disturbance?. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 33, n. 9, p. 1143-1153, 2001.

DE-LUCA, T. H.; MICHAEL, J.; GUNDALE, M.; DEREK, M.; JONES, D. L. Biochar effects on soil nutrient transformations. **Biochar for environmental management: science**, Ney York, USA, p. 421 – 454, 2015.

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

DESANTIS, T. Z.; HUGENHOLTZ, P.; LARSEN, N.; ROJAS, M.; BRODIE, E. L.; KELLER, K.; HUBER, T.; DALEVI, D.; HU, P.; ANDERSEN, G. L. Greengenes, a chimera-checked 16S rRNA gene database and workbench compatible with ARB. **Applied and environmental microbiology**, v. 72, n. 7, p. 5069-5072, 2006.

DEVÈVRE, O. C.; HORWÁTH, W. R. Stabilization of fertilizer nitrogen-15 into humic substances in aerobic vs. waterlogged soil following straw incorporation. **Soil Science Society of America Journal**, v. 65, n. 2, p. 499-510, 2001.

DIACONO, M.; MONTEMURRO, F. Long-term effects of organic amendments on soil fertility: A review. **Sustainable Agriculture**, Springer, Berlin, DE, v. 30, n. 2, p. 401 – 422, 2010.

DIALLO-DIAGNE, N. H.; ASSIGBETSE, K.; SALL, S.; MASSE, D.; BONZI, M.; NDOYE, I. Response of Soil Microbial Properties to Long-Term Application of Organic and Inorganic Amendments in a Tropical Soil (Saria, Burkina Faso). **Open Journal of Soil Science**, Scientific Research An Academic Publisher, Irvine, CA, v. 6, n. 02, p. 21, 2016.

DIAS, B. O.; SILVA, C. A.; HIGASHIKAWA, F. S.; ROIG, A.; SANCHEZ-MONEDERO, M. A. Use of biochar as bulking agent for the composting of poultry manure: Effect on organic matter degradation and humification. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 101, n. 4, p. 1239-1246, 2010.

DICK, R. P.; BREAKWELL, D. P.; TURCO, R. F. Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators. In: DORAN, J.W.; JONES, A. J. **Methods for assessing soil quality**, Soil Science Society of America, Madison, p.247-272, 1996.

DING, W.; LUO, J.; LI, J.; YU, H.; FAN, J.; LIU, D. Effect of long-term compost and inorganic fertilizer application on background N₂O and fertilizer-induced N₂O emissions from an intensively cultivated soil. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 465, p. 115-124, 2013.

DOMENE, X.; MATTANA, S.; HANLEY, K. ENDERS, A. LEHMANN, J. Medium-term effects of corn biochar addition on soil biota activities and functions in a temperate soil cropped to corn. **Soil Biology and Biochemistry**, Elmsford, NY, v. 72, p. 152 – 162, 2014.

DORAN, J. W.; ZEISS, M. R. Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 15, n. 1, p. 3 – 11, 2000.

DUCEY, T. F.; IPPOLITO, J. A.; CANTRELL, K. B.; NOVARK, J. M.; LENTZ, R. D. Addition of activated switchgrass biochar to an aridic subsoil increases microbial nitrogen cycling gene abundances. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 65, p. 65 – 72, 2013.

DUFFY, J. E.; CARDINALE, B. J.; FRANCE, K. E.; MCLNTYRE, P. B.; THÉBAULT, E.; LOREAU, M. The functional role of biodiversity in ecosystems: incorporating trophic complexity. **Ecology letters**, Wiley Online Library, v. 10, n. 6, p. 522-538, 2007.

DUNGAIT, J. A. J.; HOPKINS, D. W.; GREGORY, A. S.; WHITMORE, A. P. Soil organic matter turnover is governed by accessibility not recalcitrance. **Global Change Biology**, Madison, v. 18, n. 6, p. 1781-1796, 2012.

EDGAR, R. C. UPARSE: highly accurate OTU sequences from microbial amplicon reads. **Nature Methods**, Nature Publishing Group, a division of Macmillan Publishers Limited, v. 10, n. 10, p. 996 – 998, 2013.

EDMEADES, D. C. The long-term effects of manures and fertilisers on soil productivity and quality: a review. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, Springer, Berlin, DE, v. 66, n. 2, p. 165 – 180, 2003.

EILERS, K. G.; LAUBER, C. L.; KNIGHT, R.; FIERER, N. Shifts in bacterial community structure associated with inputs of low molecular weight carbon compounds to soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 6, p. 896-903, 2010.

EIVAZI, F.; TABATABAI, M. A. Glucosidases and galactosidases in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 20, n. 5, p. 601 – 606, 1988.

EKENLER, M.; TABATABAI, M. A. Effects of liming and tillage systems on microbial biomass and glycosidases in soils. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, DE, v. 39, n. 1, p. 51 – 61, 2003.

ELZOBAIR, K. A.; STROMBERGER, M. E.; IPPOLITO, J. A.; LENTZ, R. D. Contrasting effects of biochar versus manure on soil microbial communities and enzyme activities in an Aridisol. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 142, p. 145 – 152, 2016.

EMBRAPA. O mundo rural no Brasil do século 21 : a formação de um novo padrão agrário e agrícola. Brasília, DF: Embrapa, 2014.

EMBRAPA. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 2. ed. Rio de Janeiro - RJ: EMBRAPA-SPI, 2006.

ENDERS, A.; HANLEY, K.; WHITMAN, T.; JOSEPH, S.; LEHMANN, J. Characterization of biochars to evaluate recalcitrance and agronomic performance. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 114, p. 644 – 653, 2012.

ERISMAN, J. W.; BLEEKER, A.; HENSEN, A.; VERMEULEN, A. Agricultural air quality in Europe and the future perspectives. **Atmospheric Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 14, p. 3209-3217, 2008.

ESPINDULA, M. C.; ROCHA, V. S.; SOUZA, M. D.; CAMPANHARO, M.; PIMENTEL, A. J. B. Urease inhibitor (NBPT) and efficiency of single or split application of urea in wheat crop. **Revista Ceres**, Viçosa, BR, v. 61, p. 276 – 279, 04 2014.

EYKELBOSH, A. **Short-and long-term health impacts of marine and terrestrial oil spills**. Vancouver Coastal Health, 2014.

FALCHINI, L.; NAUMOVA, N.; KUIKMAN, P. J.; BLOEM, J.; NANNIPIERI, P. CO 2 evolution and denaturing gradient gel electrophoresis profiles of bacterial communities in soil following addition of low molecular weight substrates to simulate root exudation. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 35, n. 6, p. 775-782, 2003.

FANG, Y.; SINGH, B.; SINGH, B. P. Effect of temperature on biochar priming effects and its stability in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 80, p. 136 – 145, 2015.

FAORO, H.; ALVES, A. C.; SOUZA, E. M.; RIGO, L. U.; CRUZ, L. M.; AL-JANABI, S. M.; MONTEIRO, R. A.; BAURA, V. A.; PEDROSA, F. O. Influence of soil characteristics on the diversity of bacteria in the Southern Brazilian Atlantic Forest. **Applied and Environmental Microbiology**, American Society for Microbiology, v. 76, n. 14, p. 4744-4749, 2010.

FARRELL, M.; JONES, D. L. Critical evaluation of municipal solid waste composting and potential compost markets. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 100, n. 19, p. 4301 – 4310, 2009.

FARRELL, M.; KUHN, T. K.; MACDONALD, L. M.; MADDERN, T. M.; MURPHY, D. V.; HALL, P. A.; SINGH, B. P.; BAUMANN, K.; KRULL, E. S.; BALDOCK, J. A. Microbial utilisation of biochar-derived carbon. Science of The Total Environment. **Soil as a Source & Sink for Greenhouse Gases**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 465, p. 288 – 297, 2013.

FARRELL, M.; MACDONALD, L. M.; BUTLER, G.; CHIRINO-VALLE, I.; CONDRON, L. M. Biochar and fertiliser applications influence phosphorus fractionation and wheat yield. **Biology and fertility of soils**, Springer, Berlin, DE, v. 50, n. 1, p. 169 – 178, 2014.

FELLET, G.; MARCHIOL, L.; DELLE-VEDOVE, G.; PERESSOTTI, A. Application of biochar on mine tailings: Effects and perspectives for land reclamation. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 83, n. 9, p. 1262 – 1267, 2011.

FENCHEL, T.; FINLAY, B. J. The Ubiquity of Small Species: Patterns of Local and Global Diversity. **Bioscience**, Oxford Journal, Oxford, EN, v. 54, n. 8, p. 777 – 784, 2004.

FERREIRA, D. F. SISVAR: Um programa para análises e ensino de estatística. In: LAVRAS. **Revista symposium.**, 2008. v. 6, n. 2, p. 36 – 41.

FETZER, I.; JOHST, K.; SCHAWWE, R.; BANITZ, T.; HARMS, H.; CHATZINOTAS, A. The extent of functional redundancy changes as species' roles shift in different environments. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 112, n. 48, p. 14888-14893, 2015.

FIERER, N.; JACKSON, R. B. The diversity and biogeography of soil bacterial communities. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, CA, v. 103, n. 3, p. 626 – 631, 2006.

FIERER, N.; LAUBER, C. L.; RAMIREZ, K. S.; ZANEVELD, J.; BRADFORD, M. A. Comparative metagenomic, phylogenetic and physiological analyses of soil microbial communities across nitrogen gradients. **The ISME journal**, Nature, v. 6, n. 5, p. 1007-1017, 2012.

FIERER, N.; NEMERGUT, D.; KNIGHT, R.; CRAINE, J. M. Changes through time: integrating microorganisms into the study of succession. **Research in microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 161, n. 8, p. 635-642, 2010.

FIERER, N.; SCHIMEL, J. P. Effects of drying–rewetting frequency on soil carbon and nitrogen transformations. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 34, n. 6, p. 777-787, 2002.

FIERER, N.; SCHIMEL, J. P.; HOLDEN, P. A. Influence of drying–rewetting frequency on soil bacterial community structure. **Microbial Ecology**, Springer, Berlin, v. 45, n. 1, p. 63-71, 2003.

FIERER, N.; BRADFORD, M. A.; JACKSON, R. B. Toward an ecological classification of soil bacteria. **Ecology**, Ecology Society of America, Washington DC, v. 88, n. 6, p. 1354-1364, 2007.

FINLAY, B. J.; MABERLY, S. C.; COOPER, J. I. Microbial diversity and ecosystem function. **Oikos**, Copenhagen, v. 80, n. 2, p. 209 – 213, 1997.

FISK, M.; SANTANGELO, S.; MINICK, K. Carbon mineralization is promoted by phosphorus and reduced by nitrogen addition in the organic horizon of northern hardwood forests. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 81, p. 212-218, 2015.

FLIEßBACH, A.; SARIG, S.; STEINBERGER, Y. Effects of water pulses and climatic conditions on microbial biomass kinetics and microbial activity in a Yermosol of the central Negev. **Arid Land Research and Management**, Taylor & Francis Online, v. 8, n. 4, p. 353-362, 1994.

FLORES, G. E.; CAMPBELL, J. H.; KIRSHTEN, J. D.; MENEGHIN, J.; PODAR, M.; STEINBERG, J.; SEEWALD, J. S.; TIVEY, M. K.; VOYTEK, M. A.; REYSENBACH, A. L.; YANG, Z. K. Microbial community structure of hydrothermal deposits from geochemically different vent fields along the Mid-Atlantic Ridge. **Environmental Microbiology**, Blackwell Publishing Ltd, v. 13, n. 8, p. 2158 – 2171, 2011.

FOLEY, P.A.; CROSSON, P.; LOVETT, D.K.; BOLAND, T.M.; O'MARA, F.P.; KENNY, D.A. Whole-farm systems modelling of greenhouse gas emissions from pastoral suckler beef cow production systems, **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 142, n. 3, p. 222-230, 2011,

FONTAINE, S.; MARIOTTI, A.; ABBADIE, L. The priming effect of organic matter: a question of microbial competition? **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 35, n. 6, p. 837-843, 2003.

FOOTE, J. A.; BOUTTON, T. W.; SCOTT, D. A. Soil C and N storage and microbial biomass in US southern pine forests: Influence of forest management. **Forest Ecology and Management**, Elsevier, Amsterdam, v. 355, p. 48-57, 2015.

FU, X.; YANG, F.; WANG, J. D.; DAI, X.; ZHANG, X.; WANG, H. Understory vegetation leads to changes in soil acidity and in microbial communities 27 years after reforestation. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 502, p. 280 – 286, 2015.

FUESS, L. T.; GARCIA, M. L. Implications of stillage land disposal: A critical review on the impacts of fertigation. **Journal of environmental management**, Elsevier, Amsterdam, v. 145, p. 210-229, 2014.

FURLEY, P. A. The nature and diversity of neotropical savanna vegetation with particular reference to the Brazilian cerrados. **Global Ecology and Biogeography**, Blackwell Science Ltda, v. 8, n. 3-4, p. 223 – 241, 1999.

GAIHRE, Y. K.; SINGH, U.; ISLAM, S. M. M.; AZMUL, H.; ISLAM, M. R.; SATTER, M. A.; SANABRIA, J.; ISLAM, M. R.; SHAH, A. L. Impacts of urea deep

placement on nitrous oxide and nitric oxide emissions from rice fields in Bangladesh. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 259, p. 370-379, 2015.

GARBEVA, P.; VEEN, J. A.; ELSAS, J. D. Microbial Diversity in Soil: Selection of Microbial Populations by Plant and Soil Type and Implications for Disease Suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology**, Heteren, NE, v. 42, n. 1, p. 243 – 270, 2004.

GARCIA-JIL, J. C.; PLAZA, C.; SOLER-ROVIRA, P.; POLO, A. Long-term effects of municipal solid waste compost application on soil enzyme activities and microbial biomass. **Soil and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 32, i. 13, p. 1907-1913, 2000.

GASKIN, J. W.; SPEIR, R. A.; HARRIS, K.; DAS, K. C.; LEE, R. D.; MORRIS, L. A.; FISHER, D. S. Effect of peanut hull and pine chip biochar on soil nutrients, corn nutrient status, and yield. **Agronomy Journal**, Madison, v. 102, n. 2, p. 623-633, 2010

GE, X.; ZENG, L.; XIAO, W.; HUANG, Z.; GENG, X.; TAN, B. Effect of litter substrate quality and soil nutrients on forest litter decomposition: A review. **Acta Ecologica Sinica**, Elsevier, Amsterdam, v. 33, n. 2, p. 102-108, 2013.

GEISSELER, D.; HORWATH, W. R. Regulation of extracellular protease activity in soil in response to different sources and concentrations of nitrogen and carbon. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 40, n. 12, p. 3040-3048, 2008.

GEISSELER, D.; HORWATH, W. R. Relationship between carbon and nitrogen availability and extracellular enzyme activities in soil. **Pedobiologia**, Elsevier, Amsterdam, v. 53, n. 1, p. 87-98, 2009.

GEISSELER, D.; SCOW, K.M. Long-term effects of mineral fertilizers on soil microorganisms - A review. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, HL, v. 75, p. 54 – 63, 2014.

GIACOMETTI, C.; DEMYAN, M. S.; CAVANI, L.; MARZADORI, C.; CIAVATTA, C.; KANDELER, E. Chemical and microbiological soil quality indicators and their potential to differentiate fertilization regimes in temperate agroecosystems. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 64, p. 32-48, 2013.

GIACOMINI, S. J.; AITA, C.; JANTALIA, C. P.; URQUIAGA, S.; SANTOS, G. D. Imobilização do nitrogênio amoniacal de dejetos líquidos de suínos em plantio direto e preparo reduzido do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, n. 1, p. 41 –

50, 2009.

GIAGNONI, L.; PASTORELLI, R.; MOCALI, S.; ARENELLA, M.; NANNIPIERI, RENELLA, G. Availability of different nitrogen forms changes the microbial communities and enzyme activities in the rhizosphere of maize lines with different nitrogen use efficiency. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 98, p. 30-38, 2016.

GIANFREDA, L.; RUGGIERO, P. Nucleic Acids and Proteins in Soil. **Soil Biology**, Springer Berlin Heidelberg, New York, USA, v. 8, p. 257 – 311, 2006

GIL-SOTRES, F.; TRASAR-CEPEDA, C.; LEIRÓS, M. C.; SEOANE, S. Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 37, n. 5, p. 877 – 887, 2005.

GIOACCHINI, P.; NASTRI, A.; MARZADORI, C.; GIOVANNI, C.; ANTISARI, L. V.; GESSA, C. I. Influence of urease and nitrification inhibitors on N losses from soils fertilized with urea. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, DE, v. 36, n. 2, p. 129 – 135, 2002.

GLASER, B.; LEHMANN, J.; ZECH, W. Ameliorating physical and chemical properties of highly weathered soils in the tropics with charcoal - a review. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, DE, v. 35, n. 4, p. 219 – 230, 2002.

GOLDFARB, K. C.; KARAOZ, U.; HANSON, C. A.; SANTEE, C. A.; BRADFORD, M. A.; TRESEDER, K. K.; WALLENSTEIN, M. D.; BRODIE, E. L. Differential growth responses of soil bacterial taxa to carbon substrates of varying chemical recalcitrance. **Frontiers in Microbiology**, v. 2, 2011.

GOMES, E.; GUEZ, M. A. U.; MARTIN, N.; SILVA, R. Enzimas termóestáveis: fontes, produção e aplicação industrial. **Química Nova**, São José do Rio Preto, BR, v. 30, p. 136 – 145, 02 2007.

GOMES, J. B. V., CURTI, N., MOTTA, P. E. F., KER, J. C., MARQUES, J. J. G. S. M., & SCHULZE, D. G. Análise de componentes principais de atributos físicos, químicos e mineralógicos de solos do bioma cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 28, n. 1, p. 137-153, 2004.

GÓMEZ-BRANDÓN, M.; LAZCANO, C.; DOMÍNGUEZ, J. The evaluation of stability and maturity during the composting of cattle manure. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, n. 3, p. 436-444, 2008

GRECCHI, R. C.; GWYN, Q. H. J.; BÉNIÉ, G. B.; FORMAGGIO, A. R.; FAHL, F. C. Land use and land cover changes in the Brazilian Cerrado: A multidisciplinary approach to assess the impacts of agricultural expansion. **Applied Geography**, v. 55, p. 300-312, 2014.

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.

GREGORY, S. J.; ANDERSON, C. W. N.; ARBESTAIN, M. C.; McMANUS, M. T. Response of plant and soil microbes to biochar amendment of an arsenic-contaminated soil. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 191, p. 133 – 141, 2014.

GRIFFITHS, B. S.; KUAN, H. L.; RITZK, G. L. A.; MCCAIG, A. E.; FENWICK, C. The relationship between microbial community structure and functional stability, tested experimentally in an upland pasture soil. **Microbial Ecology**, Springer, Berlin, DE, v. 47, n. 1, p. 104 – 113, 2003.

GRIFFITHS, B. S.; PHILIPPOT, L. Insights into the resistance and resilience of the soil microbial community. **FEMS microbiology reviews**, Oxford Journals, Oxford, UK, v. 37, n. 2, p. 112-129, 2013.

GRIGATTI, M.; GIROLAMO, G. D.; CHINCARINI, R.; CIAVATTA, C.; BARBANTI, L.; Potential nitrogen mineralization, plant utilization efficiency and soil CO₂ emissions following the addition of anaerobic digested slurries. **Biomass and Bioenergy**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 35, n. 11, p. 4619 – 4629, 2011.

GUENET, B.; LENHART, K.; LELOUP, J.; GIUST-MILLER, S.; POUTEAU, V.; MORA, P.; NUNAN, N.; ABBADIE, L. The impact of long-term CO₂ enrichment and moisture levels on soil microbial community structure and enzyme activities. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 170, p. 331-336, 2012.

GUL, S.; WHALEN, J. K.; THOMAS, B. W.; SACHDEVA, V.; DENG, H. Physico-chemical properties and microbial responses in biochar-amended soils: Mechanisms and future directions. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 206, p. 46-59, 2015.

GUO, L.; WU, G.; LI, Y.; LI, C.; LIU, W.; MENG, J.; LIU, H.; YU, X.; JIANG, G. Effects of cattle manure compost combined with chemical fertilizer on topsoil organic

matter, bulk density and earthworm activity in a wheat–maize rotation system in Eastern China. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 156, p. 140-147, 2016.

GUTELL, R. R.; LARSEN, N.; WOESE, C. R. Lessons from an evolving rRNA: 16S and 23S rRNA structures from a comparative perspective. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, American Society for Microbiology, v. 58, n. 1, p. 10 – 26, Mar 1994.

HABTESELASSIE, M. Y.; STARK, J. M.; MILLER, B. E.; THACKER, S. G.; NORTON, J. M. Gross Nitrogen Transformations in an Agricultural Soil after Repeated Dairy-Waste Application. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, WI, v. 70, 2006.

HACKL, E.; BOLTENSTEN, S. Z.; BODROSSY, L.; SESSITSCH, A. Comparison of Diversities and Compositions of Bacterial Populations Inhabiting Natural Forest Soils. **Applied and Environmental Microbiology**, New York, USA, v. 70, n. 9, p. 5057 – 5065, 2004.

HADAS, A.; KAUTSKY, L.; GOEK, M.; KARA, E. E. Rates of decomposition of plant residues and available nitrogen in soil, related to residue composition through simulation of carbon and nitrogen turnover. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 36, n. 2, p. 255 – 266, 2004.

HALE, S. E.; LEHMANN, J.; RUTHEFORD, D.; ZIMMERMAN, A. R.; BACHMANN, R. T.; SHITUMBANUMA, V.; OTOLLE, A.; SUNDQVIST, K. L.; ARP, H. P. H.; CORNELISSEN, G. Quantifying the total and bioavailable polycyclic aromatic hydrocarbons and dioxins in biochars. **Environmental science & technology**, ACS Publications, Berkeley, v. 46, n. 5, p. 2830-2838, 2012.

HAO, X. H.; LIU, S. L.; WU, J. S.; HU, R. G.; TONG, C. L.; SU, Y. Y. Effect of long-term application of inorganic fertilizer and organic amendments on soil organic matter and microbial biomass in three subtropical paddy soils. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, Springer, Berlin, DE, v. 81, n. 1, p. 17 – 24, 2008

HARTLEY, I. P.; HOPKINS, D. W.; SOMMERKON, M.; WOOKEY, P. A. The response of organic matter mineralisation to nutrient and substrate additions in sub-arctic soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 1, p. 92-100, 2010.

HARVEY, O. R.; KUO, L. J.; ZIMMERMAN, A. R.; LOUCHOUARN, P.; AMONETTE, J. E.; HEBERT, B. E. An Index-Based Approach to Assessing Recalcitrance and Soil Carbon Sequestration Potential of Engineered Black Carbons

(Biochars). **Environmental Science Technology**, Washington DC, USA, v. 46, n. 3, p. 1415 – 1421, 2012.

HE, J.; XU, Z.; HUGHES, J. Molecular bacterial diversity of a forest soil under residue management regimes in subtropical Australia. **FEMS microbiology ecology**, Wiley Online Library, v. 55, n. 1, p. 38-47, 2006.

HECK, K.; MARCO, E.G. de.; HAHN, A. B. B.; KLUGE, M.; SPILKI, F. R.; SAND, S. T. V. D. Temperatura de degradação de resíduos em processo de compostagem e qualidade microbiológica do composto final. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, BR, v. 17, n. 1, p. 54 – 59, 2013.

HECTOR, A.; BAGCHI, R. Biodiversity and ecosystem multifunctionality. **Nature**, v. 448, n. 7150, p. 188-190, 2007.

HILSCHER, A.; HEISTER, K.; SIEWERT, C.; KNICKER, H. Mineralization and structural changes during the initial phase of microbial degradation of pyrogenic plant residues in soil. **Organic Geochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 40, n. 3, p. 332-342, 2009.

HIMANEN, M.; HÄNNINEN, K. Composting of bio-waste, aerobic and anaerobic sludges–Effect of feedstock on the process and quality of compost. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 102, n. 3, p. 2842-2852, 2011.

HU, H. W.; ZHANG, L. M.; DAI, Y.; DI, H. J.; HE, J. Z. pH-dependent distribution of soil ammonia oxidizers across a large geographical scale as revealed by high-throughput pyrosequencing. **Journal of Soils and Sediments**, Springer, Berlin, v. 13, n. 8, p. 1439-1449, 2013.

HU, X.; LIU, L.; ZHU, B.; DU, E.; HU, X.; LI, P.; ZHOU, Z.; JI, C.; ZHU, J.; SHEN, H.; FANG, J. Asynchronous responses of soil carbon dioxide, nitrous oxide emissions and net nitrogen mineralization to enhanced fine root input. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 92, p. 67 – 78, 2016.

INSAM, H.; GÓMEZ-BRANDÓN, M.; ASCHER, J. Manure-based biogas fermentation residues – Friend or foe of soil fertility? **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 84, p. 1 – 14, 2015.

IPEA – Comunicados do Ipea: Plano Nacional de Resíduos Sólidos: diagnóstico dos resíduos urbanos, agrosilvopastoris e a questão dos catadores. Brasília: IPEA, n. 145. 2012.

IQBAL, M. K.; SHAFIQ, T.; AHMED, K. Characterization of bulking agents and its effects on physical properties of compost. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 101, n. 6, p. 1913 – 1919, 2010.

JAHNEL, M. C. **Método de plaqueamento por gotas e outros parâmetros microbiológicos na avaliação da degradação de lodo ativado de curtume em solos**. Piracicaba. Doctorat thesis, Univ. of Sao Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, Brazil, 1997.

JANGID, K.; WILLIAMS, M. A.; FRANZLUEBBERS, A. J.; JAMIE, S. S.; REEVES, J. H.; JENKINS, M. B.; ENDALE, D. M.; COLEMAN, D. C.; WHITMAN, W. B. Relative impacts of land-use, management intensity and fertilization upon soil microbial community structure in agricultural systems. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 40, n. 11, p. 2843-2853, 2008.

JANNOURA, R.; JOERGENSEN, R. G.; BRUNS, C. Organic fertilizer effects on growth, crop yield, and soil microbial biomass indices in sole and intercropped peas and oats under organic farming conditions. **European Journal of Agronomy**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 52, Part B, p. 259 – 270, 2014.

JANSSEN, P. H. Identifying the Dominant Soil Bacterial Taxa in Libraries of 16S rRNA and 16S rRNA Genes. **Applied and Environmental Microbiology**, American Society for Microbiology, Washington DC, USA, v. 72, n. 3, p. 1719 – 1728, 2006.

JEFFERY, S.; VERHEIJEN, F. G. A.; VELDE, M. V. D.; BASTOS, A. C. Quantitative review of the effects of biochar application to soils on crop productivity using meta-analysis. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 144, n. 1, p. 175 – 187, 2011.

JEFFRIES, P. Microbial Diversity and Ecosystem Function. **Biodiversity and Conservation**, Springer, v. 7, n. 1, p. 137 – 139, 1997.

JENSEN, L. E.; NYBROE, O. Nitrogen availability to *Pseudomonas fluorescens* DF57 is limited during decomposition of barley straw in bulk soil and in the barley rhizosphere. **Applied and Environmental Microbiology**, American Society for Microbiology, v. 65, n. 10, p. 4320-4328, 1999.

JESUS, E. C.; MARSH, T. L.; TIEDJE, J. M.; MOREIRA, S. F. M. de. Changes in land use alter the structure of bacterial communities in Western Amazon soils. **ISME J, International Society for Microbial Ecology**, v. 3, n. 9, p. 1004 – 1011, May 2009.

JINDO, K.; SÁNCHEZ-MONEDERO, M. A.; HERNÁNDEZ, T.; GARCÍA, C.; FURUKAWA, T.; MATSUMOTO, K.; SONOKI, T.; BATISTA, F. Biochar influences the microbial community structure during manure composting with agricultural wastes. **Science of The Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 416, p. 476 – 481, 2012.

JONES, D. L.; ROUSK, J.; EDWARDS-JONES, G.; DE-LUCA, T. H.; MURPHY, D. V. Biochar-mediated changes in soil quality and plant growth in a three year field trial. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 45, p. 113 – 124, 2012.

JOSEPH, S. J. HUGENHOLTZ, P.; SANGWAN, P.; OSBORNE, C. A.; JANSSEN, P. H.; Laboratory Cultivation of Widespread and Previously Uncultured Soil Bacteria. **Applied and Environmental Microbiology**, American Society for Microbiology, Madison, USA, v. 69, n. 12, p. 7210 – 7215, 2003.

JUAN, L. I.; LI, Y.-T.; YANG, X.-D.; ZHANG, J.-J.; LIN, Z.-A.; ZHAO, B. Q. Microbial community structure and functional metabolic diversity are associated with organic carbon availability in an agricultural soil. *Journal of Integrative Agriculture*, Elsevier, Amsterdam, v. 14, n. 12, p. 2500-2511, 2015.

LI, J.; ZHAO, B.-G.; LI, X.-Y.; JIANG, R.-B.; BING, S. H. Effects of long-term combined application of organic and mineral fertilizers on microbial biomass, soil enzyme activities and soil fertility. **Agricultural Sciences in China**, Elsevier, Amsterdam, v. 7, n. 3, p. 336-343, 2008.

JÚNIOR, A. B. A.; NASCIMENTO, C. W. A.; SOBRAL, M. F.; SILVA, F. B. V.; GOMES, W. A. Fertilidade do solo e absorção de nutrientes em cana-de-açúcar fertilizada com torta de filtro. **Revista Brasileira Engenharia Agrícola Ambiental**, Campina Grande, BR, v. 15, n. 10, p. 1004 – 1013, 2011.

JÚNIOR, D. N. O insumo torta de filtro. **IDEA News**, Ribeirão Preto, 2005.

JÚNIOR, D. N. Torta de filtro: de resíduo a produto nobre. . **IDEA News**, v. 8, n. 92, p. 22 – 30, 2008.

JÚNIOR, M. A. P. O.; ORRICO, A. C. A.; JÚNIOR, J. L. Compostagem dos resíduos da produção avícola: cama de frangos e carcaças de aves. *Engenharia Agrícola*, Jaboticabal, v. 30, n. 3, p. 538 – 545, 2010.

KAMBLE, P. N.; BAATH, E. Induced N-limitation of bacterial growth in soil: effect of carbon loading and N status in soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier,

Amsterdam, v. 74, p. 11-20, 2014.

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.

KARACA, A.; CETIN, S. C.; TURGAY, O. C.; KIZILKAYA, R. Soil Enzymes as Indication of Soil Quality. In: **Soil Enzymology**, Springer, Berlin, v. 22, p. 119 – 148, 2011.

KARACA, A.; NASEBY, D. C.; LYNCH, J. M. Effect of cadmium contamination with sewage sludge and phosphate fertiliser amendments on soil enzyme activities, microbial structure and available cadmium. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, v. 35, n. 6, p. 428-434, 2002.

KARLEN, D. L.; DITZLER, C. A.; ANDREWS, S. S. Soil quality: why and how? **Geoderma**, v. 114, n. 3â4, p. 145 – 156, 2003.

KAUR, T.; BRAR, B. S.; DHILLON, N. S. Soil organic matter dynamics as affected by long-term use of organic and inorganic fertilizers under maize–wheat cropping system. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**, Springer, Berlin, DE, v. 81, n. 1, p. 59 – 69, 2007.

KENNEDY, A. C.; SMITH, K. L. Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. **Plant and Soil**, Springer, Berlin, DE, v. 170, n. 1, p. 75 – 86, 2007.

KERSTERS, K.; LISDIYANTI, P.; KOMAGATA, K.; SWINGS, J. The family acetobacteraceae: the genera acetobacter, acidomonas, asaia, gluconacetobacter, gluconobacter, and kozakia In: Falkow S, Rosenberg E, Schleifer H, Stackebrandt E (eds) *Prokaryotes*, vol 5. Springer, Berlin, pp 163–200, 2006.

KHALIL, A.; DOMEIZEL, M.; PRUDENT, P. Monitoring of green waste composting process based on redox potential. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 99, n. 14, p. 6037 – 6045, 2008.

KHALIQ, A.; ABBASI, M. K.; HUSSAIN, T. Effects of integrated use of organic and inorganic nutrient sources with effective microorganisms (EM) on seed cotton yield in Pakistan. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 97, n. 8, p. 967 – 972, 2006.

KHWAIRAKPAM, M.; BHARGAVA, R. Bioconversion of filter mud using vermicomposting employing two exotic and one local earthworm species. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 100, n. 23, p. 5846 – 5852, 2009.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes orgânicos**. Agronômica Ceres, 1985.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes organominerais**. Editora Agronômica “Ceres” LTDA, 1999.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes organominerais**. Editora Agronômica “Ceres”, Piracicaba, 2008.

KILLI, D.; ANLAUF, R.; KAVDIR, Y.; HAWORTH, M. Assessing the impact of agro-industrial olive wastes in soil water retention: Implications for remediation of degraded soils and water availability for plant growth. **International Biodeterioration & Biodegradation**, Elsevier, Amsterdam, v. 94, p. 48-56, 2014.

KIMETU, J. M.; LEHMANN, J.; NGOZE, S. O.; MUGENDI, D. N.; KINYANGI, J. M.; RIHA, S.; VERCHOT, L.; RECHA, J. W.; PELL, A. N. Reversibility of soil productivity decline with organic matter of differing quality along a degradation gradient. **Ecosystems**, Springer, Berlin, v. 11, n. 5, p. 726-739, 2008.

KIRBY, R. Chromosome diversity and similarity within the Actinomycetales. **FEMS microbiology letters**, Oxford, UK, v. 319, n. 1, p. 1 – 10, 2011.

KJELDAHL, J. Neue Methode zur Bestimmung des Stickstoffs in organischen Körpern. **Zeitschrift für analytische Chemie**, v. 22, n. 1, p. 366 – 382, 1883.

KNICKER, H. Soil organic N-An under-rated player for C sequestration in soils?. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 43, n. 6, p. 1118-1129, 2011.

KNIGHT, T. R.; DICK, R. P. Differentiating microbial and stabilized glucosidase activity relative to soil quality. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 36, n. 12, p. 2089 – 2096, 2004.

KNORR, M.; FREY, S. D.; CURTIS, P. S. Nitrogen Additions and Litter Decomposition: A Meta-Analysis. **Ecological Society of America**, Washington, USA, v. 86, n. 12, p. 3252 – 3257, 2005.

KOBERL, M.; MULLER, H.; RAMADAN, E. M.; BERG, G. Desert Farming Benefits from Microbial Potential in Arid Soils and Promotes Diversity and Plant Health. **PLoS ONE, Public Library of Science**, v. 6, n. 9, 09 2011.

KOLB, S. E.; FERMANICH, K. J.; DORNBUSH, M. E. Effect of charcoal quantity on microbial biomass and activity in temperate soils. **Soil Science Society of America Journal**, v. 73, n. 4, p. 1173-1181, 2009.

KOOKANA, R. S.; SARMAH, A. K.; ZWIETEN, L. V.; KRULL, E.; SINGH, B. 3 Biochar Application to Soil: Agronomic and Environmental Benefits and Unintended Consequences. **Advances in agronomy**, v. 112, n. 112, p. 103-143, 2011.

KRAMER, C.; GLEIXNER, G. Variable use of plant-and soil-derived carbon by microorganisms in agricultural soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 38, n. 11, p. 3267-3278, 2006.

KRUGER, R.H. Diversity of soil fungal communities of Cerrado and its closely surrounding agriculture fields. **Archives of Microbiology**, Springer, Berlin, DE, v. 190, n. 2, p. 129 – 139, 2008.

KURAMAE, E. E.; YERGEAU, E.; WONG, L. C.; PIJL, A. S.; VAN VEEN, J. A.; KOWALCHUCK, G. A. Soil characteristics more strongly influence soil bacterial communities than land-use type. **FEMS Microbiology Ecology**, Oxford, UK, v. 79, n. 1, p. 12-24, 2012.

KUZYAKOV, Y. Priming effects: interactions between living and dead organic matter. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 9, p. 1363-1371, 2010.

KUZYAKOV, Y.; SUBBOTINA, I.; CHEN, H.; BOGOMOLOVA, I.; XU, X. Black carbon decomposition and incorporation into soil microbial biomass estimated by ¹⁴C labeling. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, v. 41, n. 2, p. 210-219, 2009.

LA ROVERE, E. L.; PEREIRA, A. S.; SIMÕES, A. F. Biofuels and sustainable energy development in Brazil. **World Development**, Elsevier, Amsterdam, v. 39, n. 6, p. 1026-1036, 2011.

LAGOMARSINO, A.; BENEDETTI, A.; MARINARI, A.; POMPILI, L.; MOSCATELLI, M. C.; ROGGERO, P. P.; LAI, R.; LEDDA, L.; GEGO, S. Soil organic C variability and microbial functions in a Mediterranean agro-forest ecosystem. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, v. 47, n. 3, p. 283-291,

2011.

LAGOMARSINO, A.; MOSCATELLI, M. C.; ANGELLIS, P.; GREGO, S. Labile substrates quality as the main driving force of microbial mineralization activity in a popular plantation soil under elevated CO₂ and nitrogen fertilization. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 372, n. 1, p. 256-265, 2006.

LANGILLE, M. G.; ZANEVELD, J.; CAPORASO, J. G.; MCDONALD, D.; KNIGHTS, D.; REYERS, J. A.; BEIKO, R. G. Predictive functional profiling of microbial communities using 16S rRNA marker gene sequences. **Nature Biotechnology**, v. 31, n. 9, p. 814 – 821, Sep 2013.

LARCHEVÊQUE, M.; BALLINI, C.; KORBOULEWSKY, N. MONTES, N. The use of compost in afforestation of Mediterranean areas: Effects on soil properties and young tree seedlings. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 369, n. 1-3, p. 220 – 230, 2006.

LAUBER, C. L.; HAMADY, M.; KNIGHT, R.; FIERER, N. Pyrosequencing-Based Assessment of Soil pH as a Predictor of Soil Bacterial Community Structure at the Continental Scale. **Applied Environmental Microbiology**, Washington DC, USA, v. 75, n. 15, p. 5111 – 5120, Aug 2009.

LEBAUER, D. S.; TRESEDER, K. K. Nitrogen limitation of net primary productivity in terrestrial ecosystems is globally distributed. **Ecology, Ecological Society of America**, v. 89, n. 2, p. 371 – 379, 2008.

LEE, S.; KA, J.; CHO, J. Members of the phylum Acidobacteria are dominant and metabolically active in rhizosphere soil. **FEMS Microbiology Letters**, Oxford Word Press, Oxford, UK, v. 285, n. 2, p. 263 – 269, 2008.

LEHMANN, J. Bio-energy in the black. **Frontiers in Ecology and the Environment**, Ecological Society of America, v. 5, n. 7, p. 381 – 387, 2007.

LEHMANN, J.; GAUNT, J.; RONDON, M. Bio-char sequestration in terrestrial ecosystems: A review. **Mitigation and adaptation strategies for global change**, Springer, Berlin, DE, v. 11, n. 2, p. 395 – 419, 2006.

LEHMANN, J.; JOSEPH, S. Biochar for Environment Management: Science and Techonology. UK, Earthscan, 2009.

LEHMANN, J.; RILLING, M. C.; THIES, J.; MASIELLO, C. A.; HOCKADAY, W. C.; CROWLEY, D. Biochar effects on soil biota - A review. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 43, n. 9, p. 1812 – 1836, 2011.

LEHMANN, J.; SILVA, JR. da.; STEINER, C.; NEHLS, T.; ZECH, W.; GLASER, B. Nutrient availability and leaching in an archaeological Anthrosol and a Ferralsol of the Central Amazon basin: fertilizer, manure and charcoal amendments. **Plant and soil**, Springer, Berlin, DE, v. 249, n. 2, p. 343 – 357, 2003.

LEVRERO, C. R.. Fertilizante organomineral: a serviço do mundo. **Fórum Abisolo**, 2009.

LI, H.; SONG, Y.; LI, Q.; HE, J.; SONG, Y. Effective microbial calcite precipitation by a new mutant and precipitating regulation of extracellular urease. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 167, p. 269-275, 2014.

LI, J.; COOPER, J. M.; LIN, Z. A.; LI, Y.; YANG, X.; ZHAO, B. Soil microbial community structure and function are significantly affected by long-term organic and mineral fertilization regimes in the North China Plain. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 96, p. 75 – 87, 2015.

LI, M.; CHENG, X.; GUO, H. Heavy metal removal by biomineralization of urease producing bacteria isolated from soil. **International Biodeterioration & Biodegradation**, Elsevier, Amsterdam, v. 76, p. 81-85, 2013.

LIANG, C.; BALSER, T. C. Microbial production of recalcitrant organic matter in global soils: implications for productivity and climate policy. **Nature Reviews Microbiology**, v. 9, n. 1, p. 75-75, 2011.

LIANG, F.; LI, G. T.; LIN, Q. M.; ZHAO, X. R. Crop Yield and Soil Properties in the First 3 Years After Biochar Application to a Calcareous Soil. **Journal of Integrative Agriculture**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 13, n. 3, p. 525 – 532, 2014.

LIGABUE-BRAUN, R.; ANDREIS, F.C.; VERLI, H.; CARLINI, C. R. 3-to-1: unraveling structural transitions in ureases. **Naturwissenschaften**, Springer, Berlin, DE, v. 100, n. 5, p. 459 – 467, 2013.

LIMA, S. L.; MARIMON-JUNIOR, B. H.; PETTER, F. A.; TAMIOZZO, S.; BUCK, G. B.; MARIMON, B. S.; Biochar as substitute for organic matter in the composition of substrates for seedlings. **Acta Scientiarum**, Maringá, BR, v. 35, p. 333 – 341, 09 2013.

LIU, E.; YAN, C.; MEI, X.; HE, W.; BING, S. H.; DING, L. LIU, Q.; LIU, S.; FAN, T.; Long-term effect of chemical fertilizer, straw, and manure on soil chemical and biological properties in northwest China. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 158, n. 3â4, p. 173 – 180, 2010.

LIU, M.; HU, F.; CHEN, X.; HUANG, Q.; JIAO, J.; ZHANG, B.; LI, H. Organic amendments with reduced chemical fertilizer promote soil microbial development and nutrient availability in a subtropical paddy field: The influence of quantity, type and application time of organic amendments. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 42, n. 2, p. 166 – 175, 2009.

LIU, X.; HEBERT, S. J.; HASHEMI, A. M.; ZHANG, X.; DING, G. Effects of agricultural management on soil organic matter and carbon transformation-a review. **Plant Soil and Environment**, v. 52, n. 12, 2006.

LIU, Z.; LOZUPONE, C.; HAMADY, M.; BUSHMAN, F. D.; KNIGHT, R. Short pyrosequencing reads suffice for accurate microbial community analysis. **Nucleic Acids Research**, Oxford Word Press, Oxford, UK, v. 35, n. 18, p. e120 – e120, Sep 2007.

LLADÓ, S.; ZIFCAVOKA, L.; VETROVSKY, T.; EICHLEROVA, I.; BALDRIAN, P. Functional screening of abundant bacteria from acidic forest soil indicates the metabolic potential of Acidobacteria subdivision 1 for polysaccharide decomposition. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, v. 52, n. 2, p. 251-260, 2016.

LOPES, A. S.; DAHER, E. Agronegócio e recursos naturais no cerrado: desafios para uma coexistência harmônica. **Savanas: desafios e estratégias para o equilíbrio entre sociedade, agronegócio e recursos naturais**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p. 173-209, 2008.

LÓPEZ-CANO, I.; ROIG, A.; CAYUELA, M. L.; ALBUQUERQUE, J. A.; SÀNCHEZ-MONEDERO, M. A. Biochar improves N cycling during composting of olive mill wastes and sheep manure. **Waste Management**, Elsevier, Amsterdam, v.49, 2016.

LU, H.; LASHARI, M. S.; LIU, X.; JI, H.; LI, L.; ZHENG, J.; KIBUE, G. W.; JOSEPH, S.; PAN, G. Changes in soil microbial community structure and enzyme activity with amendment of biochar-manure compost and pyroligneous solution in a saline soil from Central China. **European Journal of Soil Biology**, Elsevier, Amsterdam, HL, v. 70, p. 67 – 76, 2015.

LUO, Y.; DURENKAMPO, M.; NOBILI, M. de.; LIN, Q.; BROOKES, P. C. Short

term soil priming effects and the mineralisation of biochar following its incorporation to soils of different pH. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 43, n. 11, p. 2304 – 2314, 2011.

MADARI, B. E.; COSTA, A. R. da.; CASTRO, L. M. de; SANTOS, J. L. S. BENITES, V. de M. ROCHA, A. O. de.; MACHADO, P. L. O. de A. **Carvão vegetal como condicionador de solo para arroz de terras altas (cultivar Primavera): um estudo prospectivo**. Embrapa Arroz e Feijão. Comunicado Técnico, Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijao., 2006.

MADARI, B. E.; CUNHA, T. J. F.; NOVOTNY, E. H.; MILORI, D. M. B. P.; NETO, L. M.; BENITES, V. M.; COELHO, M. R. Matéria orgânica dos solos antrópicos da Amazônia (Terra Preta de Índio): suas características e papel na sustentabilidade da fertilidade do solo. p. 172-188, 2009.

MAJOR, J.; DITOMAMASO, A. LEHMAN, JOHANNES, FALCÃO, N.; P.; S. Weed dynamics on Amazonian Dark Earth and adjacent soils of Brazil. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Amsterdam, v. 111, n. 1–4, p. 1 – 12, 2005.

MALHI, S. S.; GRANT, C. A.; JOHNSTON, A. M.; GILL, K. S. Nitrogen fertilization management for no-till cereal production in the Canadian Great Plains: A review. **Soil and Tillage Research**, Amsterdam, v. 60, n. 3-4, p. 101 – 122, 2001.

MANDAL, S.; THANGARAJAN, R.; BOLAN, N. S.; SARKAR, B.; KHAN, N.; OK, Y. S.; NAIDU, R. Biochar-induced concomitant decrease in ammonia volatilization and increase in nitrogen use efficiency by wheat. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 142, p. 120-127, 2016.

MANDAL, U. K.; RAO, K. V.; MISHRA, P. K.; VITTAL, K. P. R.; SHARMA, K. L.; NARSIMLU, B.; VENKANNA, K. Soil infiltration, runoff and sediment yield from a shallow soil with varied stone cover and intensity of rain. **European Journal of Soil Science**, v. 56, n. 4, p. 435-443, 2005.

MANZATTO, C. V.; DE FREITAS JUNIOR, E.; PERES, J. R. R.. Uso agrícola dos solos brasileiros. **Embrapa**, 2002.

MANZONI, S.; TAYLOR, P.; RICHTER, A.; PORPORATO, A.; AGREN, G. I. Environmental and stoichiometric controls on microbial carbon use efficiency in soils. **New Phytologist**, Wiley Online Library, v. 196, n. 1, p. 79-91, 2012.

MARRIS, E. Conservation in Brazil: The forgotten ecosystem. **Nature**, v. 437, n. 7061,

p. 944 – 945, Oct 2005.

MARSCHNER, P.; KANDELER, E.; MARSCHNER, B. Structure and function of the soil microbial community in a long-term fertilizer experiment. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 35, n. 3, p. 453 – 461, 2003.

MARTINY, J. B. H.; BOHANNAN, B. J. M.; BROWN, J. H.; COLWELL, R. K.; FUHRMANN, J. L.; GREEN, J. L. M.; DEVINE, C. H.; KANE, M.; KRUMINS, J. A.; KUSKE, C. R.; MORIN, P. J.; NAEEM, S.; OVREAS, L.; REYSENBACH, A. L.; SMITH, V. H.; STALEY, J. T. Microbial biogeography: putting microorganisms on the map. **Nature Reviews Microbiology**, v. 4, n. 2, p. 102 – 112, Feb 2006.

MARTINELLI, L. A.; NAYLOR, R.; VITOUSEK, P. M.; MOUTINHO, P. Agriculture in Brazil: impacts, costs, and opportunities for a sustainable future. **Current Opinion in Environmental Sustainability**, v. 2, n. 5, p. 431-438, 2010.

MASCIANDARO, G.; CECCANTI, B.; BENEDICTO, S.; LEE, H. C.; COOK, H. F. Enzyme activity and C and N pools in soil following application of mulches. **Canadian Journal of Soil Science**, Ottawa, v. 84, n. 1, p. 19 – 30, 2004.

MASTO, R. E.; CHHONKAR, P. K.; SINGH, D.; PATRA, A. K. Changes in soil biological and biochemical characteristics in a long-term field trial on a sub-tropical inceptisol. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 38, n. 7, p. 1577–1582, 2006.

MASUNGA, R. H.; UZOKWE, V. N.; MLAY, P. D.; ODEH, I.; BUCHAN, A. S. D.; DE NEVE, S. Nitrogen mineralization dynamics of different valuable organic amendments commonly used in agriculture. **Applied Soil Ecology**, v. 101, p. 185-193, Maio 2016.

MCCORMACK, J. E.; HIRD, S. M.; ZELLMER, A. J.; CARSTENS, B. C.; BRUMFIELD, R. T. Applications of next-generation sequencing to phylogeography and phylogenetics. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, Elsevier, Amsterdam, v. 66, n. 2, p. 526 – 538, 2013.

MEDINA, J.; MONREAL, C.; BAREA, J. M.; ARRIAGADA, C.; BORIE, F.; CORNEJO, P. Crop residue stabilization and application to agricultural and degraded soils: A review. **Waste Management**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, p. 41-54, 2015.

MÉNDEZ, A.; GÓMEZ, A.; PAZ-FERREIRO, J.; GASCÓ, G. Effects of sewage sludge biochar on plant metal availability after application to a Mediterranean

soil. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 89, n. 11, p. 1354-1359, 2012.

MÉNDEZ, A.; TARQUIS, A. M.; SAA-REQUEJO, A.; GUERRERO, F.; GASCÓ, G. Influence of pyrolysis temperature on composted sewage sludge biochar priming effect in a loamy soil. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 93, n. 4, p. 668-676, 2013.

MERSI, W.; SCHINNER, F. An improved and accurate method for determining the dehydrogenase activity of soils with iodonitrotetrazolium chloride. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, v. 11, n. 3, p. 216 – 220, 1991

MERTEN, G. H.; MINELLA, J. P. G. The expansion of Brazilian agriculture: soil erosion scenarios. **International Soil and Water Conservation Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 1, n. 3, p. 37-48, 2013.

MGANGA, K. Z.; RAZAVI, B. S.; KUZYAKOV, Y. Land use affects soil biochemical properties in Mt. Kilimanjaro region. **Catena**, Elsevier, Amsterdam, v. 141, p. 22-29, 2016.

MITSUI, H.; GORLACH, K.; LEE, H-J.; HATTORI, R.; HATTORI, T. Incubation time and media requirements of culturable bacteria from different phylogenetic groups. **Journal of microbiological methods**, Elsevier, Amsterdam, v. 30, n. 2, p. 103-110, 1997.

MOCALI, S.; BENEDETTI, A. Exploring research frontiers in microbiology: the challenge of metagenomics in soil microbiology. **Research in Microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 161, n. 6, p. 497 – 505, 2010.

MODOLO, L. V.; SOUZA, A. X. de.; HORTA, L. P.; ARAUJO, D. P.; FÁTIMA, A. An overview on the potential of natural products as ureases inhibitors: A review. **Journal of Advanced Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 6, n. 1, p. 35 – 44, 2015.

MOESKOPS, B.; SUKRISTIONOBOWO, D. B.; SLEUTEL, S.; HERAWATY, L.; HUSEN, E.; SARASWATI, R.; SETYORINI, D.; DE NEVE, S. Soil microbial communities and activities under intensive organic and conventional vegetable farming in West Java, Indonesia. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 45, n. 2, p. 112-120, 2010.

MOLINA-HERRERA, S.; ROMANYÀ, J. Synergistic and antagonistic interactions among organic amendments of contrasted stability, nutrient availability and soil organic matter in the regulation of C mineralisation. **European Journal of Soil Biology**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, p. 118-125, 2015.

MONDINI, C.; CAYUELA, M. L.; SANCHEZ-MONEDERO, M. A.; ROIG, A.; BROOKES, P. C. Soil microbial biomass activation by trace amounts of readily available substrate. **Biology and Fertility of Soils**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 6, p. 542-549, 2006.

MONDINI, C.; FORNASIER, F.; SINICCO, T. Enzymatic activity as a parameter for the characterization of the composting process. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 36, n. 10, p. 1587-1594, 2004.

MOORHEAD, D. L.; SINSABAUGH, R. L. Simulated patterns of litter decay predict patterns of extracellular enzyme activities. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 14, n. 1, p. 71-79, 2000.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, p. 729, 2006

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica de microrganismos**. Lavras: UFLA, 2002.

MORENO, G.; HIGA, T. C. S. **Geografia de Mato Grosso**. Cuiabá: Entrelinhas, 2005.

MORITSUKA, N.; YANAI, J.; MORI, K.; KOSAKI, T. Biotic and abiotic processes of nitrogen immobilization in the soil-residue interface. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 36, n. 7, p. 1141-1148, 2004.

MORRIS, D. R.; GILBERT, R. A.; RAINBOLT, C. R.; PERDOMO, R. E.; POWELL, G.; EILAND, B.; MONTES, G. Sugarcane yields and soil chemical properties due to mill mud applications to a sandy soil. **Proc. Int. Soc. Sugar Cane Technol**, v. 26, p. 444 – 448, 2007.

MULVANEY, R. L.; BREMNER, J. M. Use of p-benzoquinone and hydroquinone for retardation of urea hydrolysis in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 10, n. 4, p. 297-302, 1978.

MUSCOLO, A.; PANUCCIO, M. R.; MALLAMACI, C.; SIDARI, M. Biological indicators to assess short-term soil quality changes in forest ecosystems. **Ecological Indicators**, Elsevier, Amsterdam, v. 45, p. 416-423, 2014.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p.

853 – 858, Feb 2000.

NACKE, H.; THURMER, A.; WOLLHERR, A.; WILL, C. H.; HEROLD, N.; DANIEL, R. Pyrosequencing-Based Assessment of Bacterial Community Structure Along Different Management Types in German Forest and Grassland Soils. **PLoS ONE, Public Library of Science**, v. 6, n. 2, 02 2011.

NAHAS, E. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. **Bragantia**, Campinas, v. 61, n. 3, p. 267-275, dez. 2002.

NAKOUTI, I.; SIHANONTH, P.; HOBBS, G. A new approach to isolating siderophore-producing actinobacteria. **Letters in applied microbiology**, Wiley Online Library, v. 55, n. 1, p. 68 – 72, 2012.

NANNIPIERI, P. ASCHER, J.; CECCHERINI, M.; LANDI, L.; PIETRAMELLARA, G.; RENELLA, G. Microbial diversity and soil functions. **European Journal of Soil Science**, Wiley Online Library, v. 54, n. 4, p. 655 – 670, 2003.

NANNIPIERI, P.; ELDOR, P. The chemical and functional characterization of soil N and its biotic components. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 41, n. 12, p. 2357-2369, 2009.

NAZ, M. Y.; SULAIMAN, S. A. Slow release coating remedy for nitrogen loss from conventional urea: A review. **Journal of Controlled Release**, Elsevier, Amsterdam, v. 225, p. 109-120, 2016.

NELISSEN, V.; RUTTING, T.; HUYGENS, D.; STAELENS, J.; RUYSSCHAERT, G.; BOECKX, P. Maize biochars accelerate short-term soil nitrogen dynamics in a loamy sand soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 55, p. 20 – 27, 2012.

NEMERGUT, D. R.; CLEVELAND, C. C.; WIEDER, W. R.; WASHENBERGER, C. L.; TOWNSEND, A. R. Plot-scale manipulations of organic matter inputs to soils correlate with shifts in microbial community composition in a lowland tropical rain forest. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 12, p. 2153 – 2160, 2010.

NEMERGUT, D. R.; COSTELLO, E.K.; MEYER, A. F.; PESCADOR, M. Y.; WEINTRAUB, M. N.; SCHMIDT, S. K. Structure and function of alpine and arctic soil microbial communities. **Research in Microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 156, n. 7, p. 775 – 784, 2005.

NG, E.-L.; PATTI, A. F.; ROSE, M. T.; SCHEFE, C. R.; SMERNIK, R. J.; CAVNAGARO, T. R. Do organic inputs alter resistance and resilience of soil microbial community to drying?. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 81, p. 58-66, 2015.

NG, E.-L.; PATTITI, A. F.; ROSE, M. T.; SCHEFE, C. R.; WILKINSON, K.; SMERNIK, R. J.; CAVAGNARO, T. R. Does the chemical nature of soil carbon drive the structure and functioning of soil microbial communities?. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, p. 54-61, 2014.

NGUYEN, T. T.; CAVAGNARO, T. R.; NGO, H. T. T.; MARSCHNER, P. Soil respiration, microbial biomass and nutrient availability in soil amended with high and low C/N residue–Influence of interval between residue additions. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, 2016.

NI, B.; LIU, M.; LU, S.; XIE, L.; WANG, Y. Environmentally Friendly Slow-Release Nitrogen Fertilizer. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, ACS Publications, Munchen, v. 59, n. 18, p. 10169 – 10175, 2011.

NICOLARDOT, B.; RECOUS, S.; MARY, B. Simulation of C and N mineralisation during crop residue decomposition: a simple dynamic model based on the C: N ratio of the residues. **Plant and Soil**, Springer, Berlin, v. 228, n. 1, p. 83 – 103, 2001.

NIELSEN, S.; MINCHIN, T.; KIMBER, S.; van ZWIETEN, L.; GILBERT, J.; MUNROE, P.; THOMAS, T. Comparative analysis of the microbial communities in agricultural soil amended with enhanced biochars or traditional fertilizers. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 191, p. 73 – 82, 2014.

NOVARA, A.; GRISTINA, L.; SALADINO, S. S.; SANTORO, A.; CERDÀ, A. Soil erosion assessment on tillage and alternative soil managements in a Sicilian vineyard. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 117, p. 140-147, 2011.

O'NEILL, B.; GROSSMAN, J. TSAI, M. T. GOMES, J. E. LEHMAN, J.; PETERSON, J. NEVES, E. THIES, J. E. Bacterial Community Composition in Brazilian Anthrosols and Adjacent Soils Characterized Using Culturing and Molecular Identification. **Microbial Ecology**, Springer, Berlin, v. 58, n. 1, p. 23 – 35, 2009.

ODLARE, M.; LINDMARK, J.; ERICSSON, A.; PELL, M. Use of Organic Wastes in Agriculture. **Energy Procedia**, Elsevier, Amsterdam, v. 75, p. 2472-2476, 2015.

OECD-FAO – PESPECTIVAS AGRÍCOLAS: DESAFIOS DA AGRICULTURA

BRASILEIRA 2015/2014, 2015. Disponível em: <http://www.fao.org/3/a-i4738e.pdf>. Acesso em 06 de janeiro de 2016.

OH, S.-Y.; SEO, Y.-D.; KIM, B.; KIM, I. Y.; CHA, D. K. Microbial reduction of nitrate in the presence of zero-valent iron and biochar. **Bioresource technology**, Elsevier, v. 200, p. 891-896, 2016.

OHLAND, R. A. A.; SOUZA, L. D.; HERNANI, L. C.; MARCHETTI, M. E.; GONÇALVES, M. C. Culturas de cobertura do solo e adubação nitrogenada no milho em plantio direto. **Ciência e Agrotecnologia**, Dourados, v. 29, n. 3, p. 538 – 544, 2005.

OLESZCZUK, P.; HALE, S. E.; LEHMANN, J.; CORNELISSEN, G. Activated carbon and biochar amendments decrease pore-water concentrations of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in sewage sludge. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 111, p. 84 – 91, 2012.

OLIVEIRA, D. M. S.; SCHELLEKENS, J.; CERRI, C. E. P.. Molecular characterization of soil organic matter from native vegetation–pasture–sugarcane transitions in Brazil. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 548, p. 450-462, 2016.

OLIVEIRA, P. S.; MARQUIS, R. J. The cerrados of Brazil: ecology and natural history of a neotropical savanna. **Columbia University Press**, New York, 2002.

PARADELO, R.; BARRAL, M. T. Influence of organic matter and texture on the compactability of Technosols. **Catena**, Elsevier, Amsterdam, v. 110, p. 95-99, 2013.

PARÉ, M. C.; ALLAIRE, S. E.; PARENT, L. É.; KHIARI, L. Variation in the physical properties of organo-mineral fertilisers with proportion of solid pig slurry compost. **Biosystems Engineering**, Elsevier, Amsterdam, v. 106, n. 3, p. 243-249, 2010.

PAREDES, C.; BERNAL, M. P.; CEGARRA, J.; ROIG, A. Bio-degradation of olive mill wastewater sludge by its co-composting with agricultural wastes. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 85, n. 1, p. 1-8, 2002.

PARKS, D. H.; BEIKO, Robert G. Identifying biologically relevant differences between metagenomic communities. **Bioinformatics**, Oxford, UK, v. 26, n. 6, p. 715 – 721, 2010.

PASCAULT, N.; RANJARD, L.; KAISERMANN, A.; BACHAR, D.; CHRISTEN, R.; TERRAT, S.; MATHIEU, O.; LÉVÊQUE, L.; MOUGEL, C.; HENAULT, C.; LEMANCEAU, P.; PÉAN, M.; BOIRY, S.; FONTAINE, S.; MARON, P. –A. Stimulation of different functional groups of bacteria by various plant residues as a driver of soil priming effect. **Ecosystems**, Springer, Berlin, v. 16, p. 810-822, 2013.

PASCUAL, J. A. P.; HERNANDEZ, T.; GARCIA, C.; AYUSO, M. Enzymatic activities in an arid soil amended with urban organic wastes: laboratory experiment. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 64, n. 2, p. 131-138, 1998.

PAUSTIAN, K.; SIX, J.; ELLIOTT, E. T.; HUNT, H. W. Management options for reducing CO₂ emissions from agricultural soils. **Biogeochemistry**, Springer, Berlin, v. 48, n. 1, p. 147-163, 2000.

PAZ-FERREIRO, J.; FU, S.; MÉNDEZ, A.; GASCÓ, G. Interactive effects of biochar and the earthworm *Pontoscolex corethrurus* on plant productivity and soil enzyme activities. **Journal of Soils and Sediments**, Springer, Berlin, v. 14, n. 3, p. 483 – 494, 2013.

PEIXOTO, R. S.; CHAER, G. M.; FRANCO, N.; REIS-JUNIOR, F. B.; MENDES, I. C.; ROSADO, A. S. A decade of land use contributes to changes in the chemistry, biochemistry and bacterial community structures of soils in the Cerrado. **Antonie van Leeuwenhoek**, Springer, Berlin, v. 98, n. 3, p. 403 – 413, 2010.

PEREGRINA, F.; PÉREZ-ÁLVAREZ, E. P.; GARCÍA-ESCUADERO, E. The short term influence of aboveground biomass cover crops on C sequestration and β -glucosidase in a vineyard ground under semiarid conditions. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 4, p. 1000-1007, 2014.

PERELO, L. W.; MUNCH, J. C. Microbial immobilisation and turnover of ¹³C labelled substrates in two arable soils under field and laboratory conditions. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 37, n. 12, p. 2263-2272, 2005.

PETRUCCIOLI, M.; RAVIV, M.; DI SILVESTRO, R.; DINELLI, G. Agriculture and agro-industrial wastes, byproducts, and wastewaters: origin, characteristics, and potential in bio-based-compounds production. In: **Compr. Biotechnol.** Second Ed. Academic Press, Burlington, MOO-YOUNG, M., Academic Press, Burlington, p. 531-545, 2011.

PIGNATELLO, J. J.; KWON, S.; LU, Y. Effect of natural organic substances on the surface and adsorptive properties of environmental black carbon (char): attenuation of

surface activity by humic and fulvic acids. **Environmental Science & Technology**, ACS Publications, Berkeley, v. 40, n. 24, p. 7757-7763, 2006.

PINTO, A. S.; BUSTAMANTE, M. M. C.; SILVA, M. R. S. S. da.; KISSELLE, K. W.; BROSSARD, M.; KRUGER, R.; ZEPP, R. G.; BURKE, R. A. Effects of Different Treatments of Pasture Restoration on Soil Trace Gas Emissions in the Cerrados of Central Brazil. **Earth Interactions**, American Meteorological Society, Washington DC, v. 10, n. 1, p. 1 – 26, 2006.

PIRES, A. M. M.; ANDRADE, C. A. D.; SOUZA, N. A. P. D.; CARMO, J. B. D.; COSCIONE, A. R.; CARVALHO, C. S. Nitrogen availability and mineralization after successive sewage sludge applications on soil, estimated through anaerobic incubation. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 50, n. 4, p. 333-342, 2015.

PLEISSNER, D.; QI, Q.; GAO, C.; RIVERO, C. P.; WEBB, C.; LIN, C. S. K.; VENUS, J. Valorization of organic residues for the production of added value chemicals: A contribution to the bio-based economy. **Biochemical Engineering Journal**, Elsevier, Amsterdam, 2015.

POTTHOFF, M.; STEENWERTH, K. L.; JACKSON, L. E.; DRENOVSKY, R. E.; SCOW, K. M.; JOERGENSEN, R. G. Soil microbial community composition as affected by restoration practices in California grassland. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 38, n. 7, p. 1851 – 1860, 2006.

PRADO, R. M.; CAIONE, G.; CAMPOS, C. N. S. Filter cake and vinasse as fertilizers contributing to conservation agriculture. **Applied and Environmental Soil Science**, Hindawi Publishing Corporation, v. 2013, p. 1 – 8, 2013.

PREGITZER, K. S.; BURTON, A. J.; ZAK, D. R.; TALHEM, A. F. Simulated chronic nitrogen deposition increases carbon storage in Northern Temperate forests. **Global Change Biology**, Wiley Online Library, Madison, v. 14, n. 1, p. 142-153, 2008.

PROSSER, J. I.; BOHANNAN, B. J. M.; CURTIS, T. P.; ELLIS, R. J.; FIRESTONE, M. K.; FRECKLETON, R. P.; GREEN, J. L.; GREEN, L. E.; KILLHAM, K.; LENNON, J. J.; OSBORN, A. M.; SOLAN, M.; GAST, C. J. V. D.; YOUNG, J. P. W. The role of ecological theory in microbial ecology. **Nature Reviews Microbiology**, v. 5, n. 5, p. 384 – 392, May 2007.

PYLRO, V. S. Data analysis for 16S microbial profiling from different benchtop sequencing platforms. **Journal of Microbiological Methods**, Elsevier, Amsterdam, v. 107, p. 30 – 37, 2014.

QUAISER, A.; OSCHSENREITER, T.; LANZ, C.; SCHUSTER, S. C.; TREUSCH, A. H.; ECK, J.; SCHLEPER, C. Acidobacteria form a coherent but highly diverse group within the bacterial domain: evidence from environmental genomics. **Molecular Microbiology**, Blackwell Science Ltd, v. 50, n. 2, p. 563 – 575, 2003.

QUIRINO, B. F.; PAPPAS, G. J.; TAGLIAFERRO, A. C.; COLLEVATTI, R. G.; NETO, E. L.; SILVA, M. R. da.; BUSTAMANTE, M. M.; KRUGER, R. H. Molecular phylogenetic diversity of bacteria associated with soil of the savanna-like Cerrado vegetation. **Microbiological Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 164, n. 1, p. 59 – 70, 2009.

RACHID, C. T. C. C.; SANTOS, A. L.; PICCOLO, M. C.; BALIEIRO, F. C.; COUTINHO, H. L. C.; PEIXOTO, R. S.; TIEDJE, J. M.; ROSADO, A. S. Effect of sugarcane burning or green harvest methods on the Brazilian Cerrado soil bacterial community structure. **PloS one**, v. 8, n. 3, p. e59342, 2013.

RAJ, D.; ANTIL, R. S. Evaluation of maturity and stability parameters of composts prepared from agro-industrial wastes. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 102, n. 3, p. 2868-2873, 2011.

RAMIREZ, K. S.; CRAINE, J. M.; FIERER, N. Consistent effects of nitrogen amendments on soil microbial communities and processes across biomes. **Global Change Biology**, Wiley Online Library, v. 18, n. 6, p. 1918 – 1927, 2012.

RAMIREZ, K. S.; CRAINE, J. M.; FIERER, N. Nitrogen fertilization inhibits soil microbial respiration regardless of the form of nitrogen applied. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 12, p. 2336-2338, 2010.

RAMIREZ-VILLANUEVA, D. A.; BELLO-LÓPEZ, J. M.; NAVARRO-NOYA, Y. E.; LUNA-GUIDO, M.; VERHULST, N.; GOVAERST, B.; DENDOOVEN, L. Bacterial community structure in maize residue amended soil with contrasting management practices. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 90, p. 49-59, 2015.

RAMPELOTTO, P. H.; SIQUEIRA, F. A. de.; BARBOZA, A. D.; ROESCH, L. F. Changes in Diversity, Abundance, and Structure of Soil Bacterial Communities in Brazilian Savanna Under Different Land Use Systems. **Microbial Ecology**, Springer, Berlin, v. 66, n. 3, p. 593 – 607, 2013.

RAO, J. R.; WATABE, M.; STEWART, T. A.; MILLAR, B. C.; MOORE, J. E. Pelleted organo-mineral fertilisers from composted pig slurry solids, animal wastes and spent mushroom compost for amenity grasslands. **Waste Management**, Elsevier,

Amsterdam, v. 27, n. 9, p. 1117-1128, 2007.

RAWLUK, C. D. L.; GRANT, C A.; RACZ, G J. Ammonia volatilization from soils fertilized with urea and varying rates of urease inhibitor NBPT. **Canadian Journal of Soil Science**, Ottawa, v. 81, n. 2, p. 239 – 246, 2001.

REED, H. E.; MARTINY, J. B. H. Microbial composition affects the functioning of estuarine sediments. **The ISME journal**, Nature, v. 7, n. 4, p. 868-879, 2013.

REED, H. E.; MARTINY, J. B. H. Testing the functional significance of microbial composition in natural communities. **FEMS microbiology ecology**, Oxford Journals, Oxford, UK, v. 62, n. 2, p. 161-170, 2007.

REEVE, J. R. SCHADT, C. W.; CARPENTER-BOGGS, L.; KANG, S. ZHOU, J. REGANOLD, J. P. et al. Effects of soil type and farm management on soil ecological functional genes and microbial activities. **ISME J, International Society for Microbial Ecology**, v. 4, n. 9, p. 1099 – 1107, 2010.

RESCK, D. V. S.; VASCONCELLOS, C. A.; VILELA, L.; MACEDO, M. C. M. Impact of conversion of Brazilian Cerrados to cropland and pasture land on soil carbon pool and dynamics. In: **Global Climate Change and Tropical Ecosystems**. Adv. Soil Sciences. CRC Press, Boca Raton, FL, p. 169-196, 1999.

RIETZ, D. N.; HAYNES, R. J. Effects of irrigation-induced salinity and sodicity on soil microbial activity. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 35, n. 6, p. 845 – 854, 2003.

RILEY, H.; POMMERESCHE, R.; ELTUN, R.; HANSEN, S.; KORSAETH, A. Soil structure, organic matter and earthworm activity in a comparison of cropping systems with contrasting tillage, rotations, fertilizer levels and manure use. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 124, n. 3, p. 275-284, 2008.

RODRIGUES, T.; CATÃO, E.; BUSTAMANTE, M. M. C.; QUIRINO, B. F.; KRUGER, R. H.; KYAW, C. M. Seasonal effects in a lake sediment archaeal community of the Brazilian Savanna. **Archaea**, Hindawi Publishing Corporation, v. 2014, 2014.

ROESCH, L. F.; FULTHORPE, R. R.; RIVA, A.; CASELLA, G.; HADWIN, A. K.; DAROUB, S. H.; CAMARGO, F. A.; FARMERIE, W. G.; TRIPLETT, E. W. Pyrosequencing enumerates and contrasts soil microbial diversity. . **ISME J, International Society for Microbial Ecology**, v. 1, n. 4, p. 283 – 290, Jul 2007.

RONSE, F.; HECKE, S. V.; DICKINSON, D.; PRINS, W. Production and characterization of slow pyrolysis biochar: influence of feedstock type and pyrolysis conditions. **GCB Bioenergy**, Wiley Online Library, v. 5, n. 2, p. 104 – 115, 2013.

ROS, G. H.; HANEGRAAF, M. C.; HOFFLAND, E.; VAN RIEMSDIJK, W. H. Predicting soil N mineralization: Relevance of organic matter fractions and soil properties. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 43, n. 8, p. 1714-1722, 2011.

ROSCOE, R.; BUURMAN, P. Tillage effects on soil organic matter in density fractions of a Cerrado Oxisol. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, n. 2, p. 107-119, 2003.

ROSSETO, R.; DIAS, F. L. F.; VITTI, A. C. Problemas nutricionais dos solos nas novas fronteiras canavieiras. *Revista Idea News*, Ribeirão Preto—SP, v.8, p.78-90, 2008.

RUTHERFORD, D. W.; WERSHAW, R. L.; ROSTAD, C. E.; KELLY, C. N.; Effect of formation conditions on biochars: Compositional and structural properties of cellulose, lignin, and pine biochars. **Biomass and Bioenergy**, Elsevier, Amsterdam, v. 46, p. 693 – 701, 2012.

RUTIGLIANO, F.A.; ROMANO, M.; MARZAIOLI, R.; BAGLIVO, R.; BARONTI, S.; MIGLIETTA, F.; CASTALDI, S. Effect of biochar addition on soil microbial community in a wheat crop. **European Journal of Soil Biology**, Elsevier, Amsterdam, v. 60, p. 9 – 15, 2014.

SAGRILO, E.; RITTL, T. F.; HOFFLAND, E.; ALVES, B. J.; MEHL, H. U.; KUYPER, T. W. Rapid decomposition of traditionally produced biochar in an Oxisol under savannah in Northeastern Brazil. **Geoderma Regional**, v. 6, p. 1-6, 2015.

SAID-PULLICINO, D.; CUCU, M. A.; SONDANO, M.; BIRK, J. J.; GLASER, B.; CELI, L. Nitrogen immobilization in paddy soils as affected by redox conditions and rice straw incorporation. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 228, p. 44-53, 2014.

SALAZAR, F.; MARTINEZ-LAGOS, J.; ALFARO, M.; MISSELBROOK, T. Ammonia emissions from urea application to permanent pasture on a volcanic soil. **Atmospheric environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 61, p. 395-399, 2012.

SANCHUKI, C. E.; SOCCOL, C. R.; CARVALHO, J. C.; SOCCOL, V. T.; NASCIMENTO, C. do.; WOICIECHOWSKI, A. L. Evaluation of poultry litter

traditional composting process. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 54, n. 5, p. 1053 – 1058, 2011.

SANTOS, D. H.; SILVA, M. A. de.; TIRITAN, C. S.; CRUSCIO, C. A. C. The effect of filter cakes enriched with soluble phosphorus used as a fertilizer on the sugarcane ratoons. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 36, p. 365 – 372, 09 2014.

SANZ-COBENA, A.; MISSELBROOK, T. H.; ARCE, A.; MINGOT, J. I.; DIEZ, J. A.; VALLEJO, A. An inhibitor of urease activity effectively reduces ammonia emissions from soil treated with urea under Mediterranean conditions. **Agriculture, ecosystems & environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 126, n. 3, p. 243-249, 2008.

SANZ-COBENA, A.; MISSELBROOK, T.; CAMP, V.; VALLEJO, A. Effect of water addition and the urease inhibitor NBPT on the abatement of ammonia emission from surface applied urea. **Atmospheric Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 45, n. 8, p. 1517-1524, 2011.

SANZ-COBENA, A.; SÁNCHEZ-MARTÍN, L.; GARCÍA-TORRES, L.; VALLEJO, A. Gaseous emissions of N₂O and NO and NO₃ leaching from urea applied with urease and nitrification inhibitors to a maize (*Zea mays*) crop. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 149, p. 64 – 73, 2012.

SARATHCHANDRA, S. U.; GHANI, A.; YEATES, G. W.; BURCH, G.; COX, N. R.; Effect of nitrogen and phosphate fertilizers on microbial and nematode diversity in pasture soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 33, n. 7-8, p. 953 – 964, 2001.

SARKHOT, D. V.; BERHE, A. A.; GHEZZEHEI, T. A. Impact of biochar enriched with dairy manure effluent on carbon and nitrogen dynamics. **Journal of environmental quality**, Madison, v. 41, n. 4, p. 1107 – 1114, 2012.

SARKHOT, D. V.; GHEZZEHEI, T. A.; BERHE, A. A. Effectiveness of biochar for sorption of ammonium and phosphate from dairy effluent. **Journal of environmental quality**, Madison, v. 42, n. 5, p. 1545 – 1554, 2013.

SAVIOZZI, A.; LEVI-MINZI, R.; RIFFALDI, R.; VANNI, G. Laboratory studies on the application of wheat straw and pig slurry to soil and the resulting environmental implications. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 61, n. 1, p. 35 – 43, 1997.

SCHIMEL, J.; BALSER, T. C.; WALLENSTEIN, M. Microbial stress-response

physiology and its implications for ecosystem function. **Ecology**, Ecology Society of America, v. 88, n. 6, p. 1386-1394, 2007.

SCHIMEL, J.; SCHAEFFER, S. M. Microbial control over carbon cycling in soil. **Front. Microbiol.** 3: 348. 2012.

SCHLOTTER, M.; DILLY, O.; MUNCH, J. C. Indicators for evaluating soil quality. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 98, n. 1, p. 255-262, 2003.

SCHMIDT, M. W. I.; TORN, M. S.; ABIVEN, S.; DITTMAR, T.; GUGGENBERGER, G.; JANSSENS, I. A.; KLEBER, M.; KOGEL-KNABER, I.; LEHMANN, J.; MANNING, D. A. C.; NANNIPIERI, P.; RASSE, D. P.; WEINER, S.; TRUMBORE, S. E. Persistence of soil organic matter as an ecosystem property. **Nature**, v. 478, n. 7367, p. 49-56, 2011.

SCHOMBERG, H. H.; GASKIN, J. W.; HARRIS, K.; DAS, K. C.; NOVAK, J. M.; BUSSCHER, W. J.; WATTS, D. W.; WOODROF, R. H.; LIMA, I. M.; AHMEDNA, M.; REHRAH, D.; XING, B.; Influence of biochar on nitrogen fractions in a coastal plain soil. **Journal of environmental quality**, Madison, v. 41, n. 4, p. 1087 – 1095, 2012.

SELLAMI, F.; JARBOUI, R.; HACHICHA, S.; MEDHIOUB, K.; AMMAR, E. Co-composting of oil exhausted olive-cake, poultry manure and industrial residues of agro-food activity for soil amendment. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 99, n. 5, p. 1177-1188, 2008.

SEN, B.; CHANDRA, T. S. Chemolytic and solid-state spectroscopic evaluation of organic matter transformation during vermicomposting of sugar industry wastes. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 98, n. 8, p. 1680 – 1683, 2007.

SHEN, J.-P.; ZHANG, L.-M.; ZHU, Y.-G.; ZHANG, J.-B.; HE, J.-Z. Abundance and composition of ammonia oxidizing bacteria and ammonia oxidizing archaea communities of an alkaline sandy loam. **Environmental Microbiology**, Wiley Online Library, v. 10, n. 6, p. 1601-1611, 2008.

SHISANYA, C. A.; MUCHERU, M. W.; MUGENDI, D. N.; KUNG'U, J. B. Effect of organic and inorganic nutrient sources on soil mineral nitrogen and maize yields in central highlands of Kenya. **Soil and Tillage Research**, Elsevier, Amsterdam, v. 103, n. 2, p. 239-246, 2009.

SILVA, M. E. F.; LOPES, A. R.; CUNHA-QUEDA, A. C.; NUNES, O. C. Comparison of the bacterial composition of two commercial composts with different physicochemical, stability and maturity properties. **Waste management**, Elsevier, Amsterdam, v. 50, p. 20-30, 2016.

SILVA, E. B. D. A dinâmica socioespacial e as mudanças na cobertura e uso da terra no bioma cerrado. 2013.

SIMON, J.; KLOTZ, M. G. Diversity and evolution of bioenergetic systems involved in microbial nitrogen compound transformations. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics**, Elsevier, Amsterdam, v. 1827, n. 2, p. 114-135, 2013.

SINGH, B. K.; BARDGETTI, R. D.; SMITH, P.; REAY, D. S. Microorganisms and climate change: terrestrial feedbacks and mitigation options. **Nature Reviews Microbiology**, v. 8, n. 11, p. 779-790, 2010.

SINGH, B. P.; COWIE, A. L. Long-term influence of biochar on native organic carbon mineralisation in a low-carbon clayey soil. **Scientific reports**, Nature, v. 4, 2014.

SINSABAUGH, R. L.; GALLO, M. E.; LAUBER, C.; WALDROP, M. P.; ZAK, D. R. Extracellular enzyme activities and soil organic matter dynamics for northern hardwood forests receiving simulated nitrogen deposition. **Biogeochemistry**, Springer, Berlin, v. 75, n. 2, p. 201-215, 2005.

SINSABAUGH, R. L.; LAUBER, C. L.; WEINTRAUB, M. N.; AHMED, BONY.; ALLISON, S. D.; CRENSHAW, C.; CONTOSTA, A. R.; CUSACK, D.; FREY, S.; GALLO, M. E.; GARTNER, T. B.; HOBBIE, S. E.; HOLLAND, K.; KEELER, B. L.; POWERS, J. S.; STURSOVA, M.; TAKACS-VESBACH, C.; WALDROP, M. D. W.; ZAK, D. R.; ZEGLIN, L. H. Stoichiometry of soil enzyme activity at global scale. *Ecology letters*, Wiley Online Library, v. 11, n. 11, p. 1252-1264, 2008.

SINSABAUGH, R. L.; SHAH, J. J. F. Ecoenzymatic stoichiometry of recalcitrant organic matter decomposition: the growth rate hypothesis in reverse. **Biogeochemistry**, Springer, Berlin, v. 102, n. 1-3, p. 31-43, 2011.

SMIDER, B.; SINGH, B. Agronomic performance of a high ash biochar in two contrasting soils. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 191, p. 99 – 107, 2014.

SMITH, J. L.; COLLINS, H. P.; BAILEY, V. L. The effect of young biochar on soil respiration. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 12, p. 2345-2347, 2010.

SOARES, J. R.; CANTARELLA, H.; DE CAMPOS MENEGALE, M. L. Ammonia volatilization losses from surface-applied urea with urease and nitrification inhibitors. **Soil biology and biochemistry**, Elsevier Amsterdam, v. 52, p. 82-89, 2012.

SOGIN, M. L.; MORRISON, H. G.; HUBER, J. A.; WELCH, D. M.; HUSE, S. M.; NEAL, P. R.; ARRIETA, J. M.; HERNDI, G. J. Microbial diversity in the deep sea and the underexplored "rare biosphere". **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Cambridge, v. 103, n. 32, p. 12115-12120, 2006.

SOHI, S. P.; KRULL, E.; CAPEL-LOPEZ, E.; BOL, R. A review of biochar and its use and function in soil. **Advances in agronomy**, Elsevier, Amsterdam, v. 105, p. 47-82, 2010.

SOMMER, S. G.; SCHJOERRING, J. K.; DENMEAD, O. T. Ammonia emission from mineral fertilizers and fertilized crops. **Advances in Agronomy**, Elsevier, Amsterdam, v. 82, p. 557-622, 2004.

SONG, W.; GUO, M. Quality variations of poultry litter biochar generated at different pyrolysis temperatures. **Journal of Analytical and Applied Pyrolysis**, Elsevier, Amsterdam, v. 94, p. 138-145, 2012.

SONG, Y.; SONG, C.; TAO, B.; WANG, J.; ZHU, X.; WANG, X. Short-term responses of soil enzyme activities and carbon mineralization to added nitrogen and litter in a freshwater marsh of Northeast China. **European Journal of Soil Biology**, Elsevier, Amsterdam, v. 61, p. 72-79, 2014.

SOUSA, F. A.; SILVA, E. B.; CAMPOS, A. T.; MARTINS, A. M.; CORRÊA, J. M.; GRAZZIOTTI, P. H. Atividade microbiana e produção da lavoura cafeeira após adubação com dejetos líquidos de suínos= Microbial activity and production of coffee crops after fertilization with pig slurry. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 4, 2014.

SOUZA, D. M. G.; LOBATO, E.; REIN, T. A. Uso de gesso agrícola nos solos de cerrado. **Embrapa Cerrados-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, Brasília, DF, 2005.

SOUZA, R. C.; HUNGRIA, M.; CANTÃO, M. E.; VASCONCELOS, T. R.; NOGUEIRA, M. A.; VICENTE, V. A. Metagenomic analysis reveals microbial functional redundancies and specificities in a soil under different tillage and crop-management regimes. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 86, p. 106-112, 2015.

SOUZA, R. C.; MENDES, I. C.; REIS-JÚNIOR, F. B.; CARVALHO, F. M.; NOGUEIRA, M. A.; VASCONCELOS, A. T. R.; VICENTE, V. A.; HUNGRIA, M. Shifts in taxonomic and functional microbial diversity with agriculture: How fragile is the Brazilian Cerrado?. **BMC microbiology**, v. 16, n. 1, p. 1, 2016.

SOUZA, R. T. X. Fertilizante organomineral para a produção de cana-de-açúcar. 2014. 87 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Programa de Pós Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2014.

SPINELLI, D.; BARDI, L.; FIERRO, A.; JEZ, S.; BASOSI, R. Environmental analysis of sunflower production with different forms of mineral nitrogen fertilizers. **Journal of environmental management**, Elsevier, Amsterdam, v. 129, p. 302-308, 2013.

SPOHN, M.; POTSCH, E. M.; EICHORST, S. A.; WOEBKKEN, D.; WANEK, W.; RICHTER, A. Soil microbial carbon use efficiency and biomass turnover in a long-term fertilization experiment in a temperate grassland. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 97, p. 168-175, 2016.

SPOKAS, K. A.; BAKER, J. M.; REICOSKY, D. C. Ethylene: potential key for biochar amendment impacts. **Plant and Soil**, Springer, Berlin, v. 333, n. 1, p. 443 – 452, 2010.

SPOKAS, K. A.; NOVAK, J. M.; VENTEREA, R. T. Biochar's role as an alternative N-fertilizer: ammonia capture. **Plant and soil**, Springer, Berlin, v. 350, n. 1-2, p. 35 – 42, 2012.

SPOSITO, G.; ZABEL, A. The assessment of soil quality. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 114, n. 3, p. 143 – 144, 2003.

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

SULEIMAN, A. K. A.; MANOELI, L.; BOLDO, J. T.; PEREIRA, M. G.; ROESCH, L. F. W. Shifts in soil bacterial community after eight years of land-use change. **Systematic and applied microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 36, n. 2, p. 137-144, 2013.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 1, n. 4, p. 301 – 307, 1969.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Assay of urease activity in soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 4, n. 4, p. 479 – 487, 1972.

TAMILSELVI, S. M.; CHINNADURAI, C.; LLAMURUGU, K.; ARULMOZHISELVAN, K.; BALACHANDAR, D. Effect of long-term nutrient managements on biological and biochemical properties of semi-arid tropical Alfisol during maize crop development stages. **Ecological Indicators**, Elsevier, Amsterdam, v. 48, p. 76-87, 2015.

TEJADA, M.; GONZALEZ, J. L. Beet vinasse applied to wheat under dryland conditions affects soil properties and yield. **European Journal of Agronomy**, Elsevier, Amsterdam, v. 23, n. 4, p. 336 – 347, 2005.

TEIXEIRA, W. G. Biodisponibilidade de fósforo e potássio provenientes de fertilizantes mineral e organomineral. 2013. 99 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2013.

THANGARAJAN, R.; BOLAN, N. S.; TIAN, G.; NAIDU, R.; KUNHIKRISHNAN, A. Role of organic amendment application on greenhouse gas emission from soil. **Science of the Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 465, p. 72-96, 2013.

THEUERL, S.; BUSCOT, F. Laccases: toward disentangling their diversity and functions in relation to soil organic matter cycling. **Biology and Fertility of Soils**, Springer, Berlin, v. 46, n. 3, p. 215 – 225, 2010.

THIES, J. E.; RILLIG, M. C. Characteristics of Biochar - Biological Properties. In: EARTHSCAN. **Biochar for Environmental Management: Science and Technology**. London, UK: Earthscan, 2009. cap. 6, p. 85 – 106.

TIAN, G.; KANG, B. T.; BRUSSAARD, L. Biological effects of plant residues with contrasting chemical compositions under humid tropical conditions-Decomposition and nutrient release. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 24, n. 10, p. 1051 – 1060, 1992.

TIAN, J.; WANG, J.; DIPPOLD, M.; GAO, Y.; BLAGODATSKAYA, E.; KUZUYAKOV, Y. Biochar affects soil organic matter cycling and microbial functions but does not alter microbial community structure in a paddy soil. **Science of The Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 556, p. 89-97, 2016.

TILMAN, D. Biodiversity and ecosystem functioning. In: DAILY, G. C. **Nature's Services: societal dependence on natural ecosystems**, Washington, p. 93 – 112, 1997.

TIVET, F.; MORAES, J.C.; LAL, R.; BORZOWSKI, P.R.; BRIEDIS, C.; SANTOS, J.B.; HARTMAN, D.C.; EURICH, G.; FARIAS, A.; BOUZINAC, S. SÉGUY, L. Florent et al. Soil organic carbon fraction losses upon continuous plow-based tillage and its restoration by diverse biomass-C inputs under no-till in sub-tropical and tropical regions of Brazil. **Geoderma**, v. 209, p. 214-225, 2013.

TONG, H.; HU, M.; LI, F. B.; LIU, C. S.; CHEN, M. J. Biochar enhances the microbial and chemical transformation of pentachlorophenol in paddy soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, p. 142-150, 2014.

TRINSOUTROT, I.; RECOUS, S.; BENTZ, B.; LINE' RES, M.; CHE' NEBY, D.; NICOLARDOT, B. Biochemical Quality of Crop Residues and Carbon and Nitrogen Mineralization Kinetics under Nonlimiting Nitrogen Conditions. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 64, 2000.

TRIPATHI, R.; NAYAK, A. K.; BHATTACHARYYA, P.; SHUKLA, A. K.; MOHAMMAD, S.; RAJA, R.; PANDA, B. B.; MOHANTY, S.; KUMAR, A.; THILAGAM, V. K. Soil aggregation and distribution of carbon and nitrogen in different fractions after 41 years long-term fertilizer experiment in tropical rice-rice system. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 213, p. 280-286, 2014.

TRIVELIN, P. C. O.; OLIVEIRA, M. W.; VITTI, A. C.; GAVA, G. J. C.; BENDASOLLI, J. A. Perdas do nitrogênio da uréia no sistema solo-planta em dois ciclos de cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 37, n. 2, p. 193 – 201, 2002.

TSAI, W. T.; CHEN, H. P.; LAI, C. W.; HSIEN, K. J.; LEE, M. S.; YANG, J. M. Preparation of adsorbents from sugarcane manufacturing by-product filter-mud by thermal activation. **Journal of Analytical and Applied Pyrolysis**, Elsevier, Amsterdam, v. 70, n. 2, p. 399 – 411, 2003.

TUPINAMBÁ, D. D.; CANTÃO, M. E.; COSTA, O. Y. A.; BERGMANN, J. C.; KRUGER, R. H.; KYAW, C. M.; BARRETO, C. C.; QUIRINO, B. F. Archaeal Community Changes Associated with Cultivation of Amazon Forest Soil with Oil Palm. **Archaea**, v. 2016, p. 14, 2016.

TURNER, B. L.; HOPKINS, D. W.; HAYGARTH, P. M.; OSTLE, N. β -Glucosidase activity in pasture soils. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 20, n. 2, p. 157-162, 2002.

TYSON, G. W.; CHAPMAN, J.; HUGENHOLTZ, P.; ALLEN, E. E.; RAM, R. J.; RICHARDSON, P. M.; SOLOVYEV, V. V.; RUBIN, E. M.; ROKSHAR, D. S.;

BANFIELD, J. F. Community structure and metabolism through reconstruction of microbial genomes from the environment. **Nature**, v. 428, n. 6978, p. 37 – 43, Mar 2004.

UCHIMIYA, M.; WARTELLE, L. H.; KLASSON, K. T.; FORTIER, C. A.; LIMA, I. M. Influence of Pyrolysis Temperature on Biochar Property and Function as a Heavy Metal Sorbent in Soil. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, ACS Publications, Madison, v. 59, n. 6, p. 2501 – 2510, 2011.

UYETTEBROEK, M.; ORTEGA-CALVO, J. –J.; BREUGELMANS, P.; SPRINGAEL, D. Comparison of mineralization of solid-sorbed phenanthrene by polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH)-degrading *Mycobacterium* spp. & *Sphingomonas* spp. **Environmental Biotechnology**, Springer, Berlin, v. 72, i. 4, p. 829-836, 2006.

VAN CAMP, N.; WALLE, I. V.; MERTENS, J.; DE NEVE, S.; SAMSON, R.; LUST, R.; LEMOUR, R.; BOECKX, P.; LOOTENS, P.; BEHEYDT, D.; MESTDAGH, I.; SLEUTEL, S.; VERBEECK, H.; CLEEMPUT, O. V.; HOFMAN, G.; CARLIER, L. Inventory-based carbon stock of Flemish forests: a comparison of European biomass expansion factors. **Annals of forest science**, London, v. 61, n. 7, p. 677-682, 2004.

VAN DER WEERDEN, T. J.; LUO, J.; DI, H. J.; PODOLYAN, A.; PHILLIPS, R. L.; SAGGAR, S.; KLEIN, C. A. M.; COX, N.; ETTERMA, P.; RYS, G. Nitrous oxide emissions from urea fertiliser and effluent with and without inhibitors applied to pasture. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 219, p. 58-70, 2016.

VANCE, E. D.; BROOKES, P. C.; JENKINSON, D. S. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 19, n. 6, p. 703 – 707, 1987.

VENTER, J. C.; REMINGTON, K.; HEIDELBERG, J. F.; HALPERN, A. L.; RUSCH, D.; EISEN, J. A.; WU, D.; PAULSEN, I.; NELSON, K. E.; NELSON, W.; FOUTS, D. E.; LEVY, S.; KNAP, A. H.; LOMAS, M. W.; NEALSON, K.; WHITE, O.; PETERSON, J.; HOFFMAN, J.; PARSONS, R.; BADEN-TILLSON, H.; PFANNKUCH, C.; ROGERS, Y.; SMITH, H. O. Environmental Genome Shotgun Sequencing of the Sargasso Sea. **Science**, American Association for the Advancement of Science, v. 304, n. 5667, p. 66 – 74, 2004.

WAGG, C.; BENDER, S. F.; WIDMER, F.; VAN DER HEIJDEN, M. G. A. Soil biodiversity and soil community composition determine ecosystem multifunctionality. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 111, n. 14, p. 5266-5270, 2014.

WALDROP, M. P.; ZAK, D. R.; SINSABAUGH, R. L. Microbial community response to nitrogen deposition in northern forest ecosystems. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 36, n. 9, p. 1443-1451, 2004.

WANG, B.; LEHMANN, J.; HANLEY, K.; HESTRIN, R.; ENDERS, A. Adsorption and desorption of ammonium by maple wood biochar as a function of oxidation and pH. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 138, p. 120-126, 2015a.

WANG, R.; DORODNIKOV, M.; YANG, S.; ZHANG, Y.; FILLEY, T. R.; TURCO, R. F.; ZHANG, Y.; XU, Z.; LI, H.; JIANG, Y. Responses of enzymatic activities within soil aggregates to 9-year nitrogen and water addition in a semi-arid grassland. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 81, p. 159-167, 2015b.

WANG, Z.; ZONG, H.; ZHENG, H.; LIU, G.; CHEN, L.; XING, B. Reduced nitrification and abundance of ammonia-oxidizing bacteria in acidic soil amended with biochar. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 138, p. 576-583, 2015c.

WANG, W. J.; DALAL, R. C.; MOODY, P. W.; SMITH, C. J. Relationships of soil respiration to microbial biomass, substrate availability and clay content. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 35, n. 2, p. 273-284, 2003.

WARING, B. G.; AVERILL, C.; HAWKES, C. V. Differences in fungal and bacterial physiology alter soil carbon and nitrogen cycling: Insights from meta-analysis and theoretical models. **Ecology Letters**, Wiley Online Library, v. 16, n. 7, p. 887 – 894, 2013.

WARNOCK, D. D.; LEHMANN, J.; KUYPER, T. W.; RILLING, M. C. Mycorrhizal responses to biochar in soil—concepts and mechanisms. **Plant and Soil**, Springer, Berlin, v. 300, n. 1-2, p. 9-20, 2007.

WARNOCK, D. D.; MUMMEY, D. L.; MCBRIDGE, B.; MAJOR, J.; LEHMANN, J.; RILLING, M. R. Influences of non-herbaceous biochar on arbuscular mycorrhizal fungal abundances in roots and soils: results from growth-chamber and field experiments. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 46, n. 3, p. 450-456, 2010.

WATSON, C. J.; AKHONZADA, N. A.; HAMILTON, J. T. G.; MATTHEWS, D. I. Rate and mode of application of the urease inhibitor N-(n-butyl) thiophosphoric triamide on ammonia volatilization from surface-applied urea. **Soil Use and Management**, Wiley Online Library, v. 24, n. 3, p. 246 – 253, 2008.

WATSON, C. J.; POLAND, P.; ALLEN, M. B. D. The efficacy of repeated applications

of the urease inhibitor N-(n-butyl) thiophosphoric triamide for improving the efficiency of urea fertilizer utilization on temperate grassland. **Grass and Forage Science**, Wiley Online Library, v. 53, n. 2, p. 137 – 145, 1998.

WATSON, C. J.; STEVENS, R. J.; LAUGHLIN, R. J. Effectiveness of the urease inhibitor NBPT (N-(n-butyl) thiophosphoric triamide) for improving the efficiency of urea for ryegrass production. **Fertilizer Research**, Springer, Berlin, v. 24, n. 1, p. 11 – 15, 1990.

WEAND, M. P.; ARTHUR, M. A.; LOVETT, G. M.; MCCULLEY, R. L.; WEATHERS, K. C. Effects of tree species and N additions on forest floor microbial communities and extracellular enzyme activities. **Soil biology and biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 42, n. 12, p. 2161-2173, 2010.

WELLINGTON, E. M. H.; BERRY, A.; KRSEK, M. Resolving functional diversity in relation to microbial community structure in soil: exploiting genomics and stable isotope probing. **Current Opinion in Microbiology**, Elsevier, Amsterdam, v. 6, n. 3, p. 295 – 301, 2003.

WENDLING, B.; VINHAL-FREITAS, I. C.; DE OLIVEIRA, R. C.; BABATA, M. M.; BORGES, E. N. Densidade, agregação e porosidade do solo em áreas de conversão do cerrado em floresta de pinus, pastagem e plantio direto= Density, porosity and soil aggregation in areas of cerrado conversion in pine forest, pasture and no-tillage. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 28, n. 1, 2012.

WESSÉN, E.; HALLIN, S.; PHILIPPOT, L. Differential responses of bacterial and archaeal groups at high taxonomical ranks to soil management. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 10, p. 1759-1765, 2010.

WESTERMAN, P. W.; BICUDO, J. R.. Management considerations for organic waste use in agriculture. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 96, n. 2, p. 215 – 221, 2005.

WIEDNER, K.; NAISSE, C.; RUMPEL, C.; POZZI, A.; WIECZOREK, P.; GLASER, B. Chemical modification of biomass residues during hydrothermal carbonization - What makes the difference, temperature or feedstock? **Organic Geochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 54, p. 91 – 100, 2013.

WOOLF, D.; AMONETTE, J. E.; STREET-PERROT, F. A.; LEHMANN, J.; JOSEPH, S. Sustainable biochar to mitigate global climate change. **Nature Communications**, v. 1, 2010.

XIAOYU, N.; YUEJIN, W.; ZHENGYAN, W.; LIN, W.; GUANNAN, Q.; LIXIANG, Y. A novel slow-release urea fertiliser: Physical and chemical analysis of its structure and study of its release mechanism. **Biosystems Engineering**, Elsevier, Amsterdam, v. 115, n. 3, p. 274-282, 2013.

XU, G.; SUN, J.; SHAO, H.; CHANG, S. X. Biochar had effects on phosphorus sorption and desorption in three soils with differing acidity. **Ecological Engineering**, Elsevier, Amsterdam, v. 62, p. 54 – 60, 2014.

XU, G.; WEI, L. L.; SUN, J. N.; SHAO, H. B.; CHANG, S. X. What is more important for enhancing nutrient bioavailability with biochar application into a sandy soil: Direct or indirect mechanism? **Ecological Engineering**, Elsevier, Amsterdam, v. 52, p. 119 – 124, 2013. ISSN 0925-8574.

XUN, W.; HUANG, T.; ZHAO, J.; RAN, W.; WANG, B.; SHEN, Q.; ZHANG, R. Environmental conditions rather than microbial inoculum composition determine the bacterial composition, microbial biomass and enzymatic activity of reconstructed soil microbial communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 90, p. 10-18, 2015.

YADUVANSHI, N. P. S.; YADAV, D. V.; SINGH, T. Economy in fertilizer nitrogen by its integrated application with sulphitation filter cake on sugarcane. **Biological Wastes**, Elsevier, Amsterdam, v. 32, n. 1, p. 75-79, 1990.

YANG, J.; XU, M.; ZHANG, X.; HU, Q.; SOMMERFELD, M.; CHEN, Y. Life-cycle analysis on biodiesel production from microalgae: water footprint and nutrients balance. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 102, n. 1, p. 159-165, 2011.

ZAK, D. R.; HOLMES, W. E.; BURTON, A. J.; PRETIZGER, K. S.; TALHEM, A. F. Simulated atmospheric NO₃-deposition increases soil organic matter by slowing decomposition. **Ecological Applications**, Ecological Society of America, v. 18, n. 8, p. 2016-2027, 2008.

ZAK, J. C.; WILLING, M. R.; MOORHEAD, D. L.; WILDMAN, H. G. Functional diversity of microbial communities: a quantitative approach. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 26, n. 9, p. 1101 – 1108, 1994.

ZAMAN, M.; BLENNERHASSETT, J. D. Effects of the different rates of urease and nitrification inhibitors on gaseous emissions of ammonia and nitrous oxide, nitrate leaching and pasture production from urine patches in an intensive grazed pasture system. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 136, n. 3-4, p. 236 – 246, 2010.

ZAMAN, M.; SAGGAR, S.; BLENNERHASSETT, SINGH, J. Effect of urease and nitrification inhibitors on N transformation, gaseous emissions of ammonia and nitrous oxide, pasture yield and N uptake in grazed pasture system. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 41, n. 6, p. 1270-1280, 2009.

ZAMAN, M.; ZAMAN, S.; ADHINARAYANAN, C.; NGUYEN, M. L.; NAWAZ, S.; DAWAR, K. M. Effects of urease and nitrification inhibitors on the efficient use of urea for pastoral systems. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 59, n. 4, p. 649 – 659, 2013.

ZHALNINA, K.; DIAS, R.; QUADROS, P. D.; DAVIS-RICHARDSON, A.; CAMARGO, F. A. O.; CLARK, I. M.; MCGRATH, S. P.; HIRSCH, P. R.; TRIPLETT, E. W. Soil pH determines microbial diversity and composition in the park grass experiment. **Microbial ecology**, Springer, Berlin, v. 69, n. 2, p. 395-406, 2015.

ZHANG, H.; VORONEY, R. P.; PRICE, G. W. Effects of temperature and processing conditions on biochar chemical properties and their influence on soil C and N transformations. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 83, p. 19-28, 2015a.

ZHANG, L.; SUN, X. Effects of earthworm casts and zeolite on the two-stage composting of green waste. **Waste Management**, Elsevier, Amsterdam, v. 39, p. 119 – 129, 2015.

ZHANG, Q.; ZHOU, W.; LIANG, G.; SUN, J.; WANG, X.; HE, P. Distribution of soil nutrients, extracellular enzyme activities and microbial communities across particle-size fractions in a long-term fertilizer experiment. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 94, p. 59 – 71, 2015b.

ZHANG, X.; DONG, W.; DAI, X.; SCHAEFFER, S.; YANG, F.; RADOSEVICH, M.; XU, L.; LIU, X.; SUN, X. Responses of absolute and specific soil enzyme activities to long term additions of organic and mineral fertilizer. **Science of The Total Environment**, Elsevier, Amsterdam, v. 536, p. 59-67, 2015c.

ZHANG, J.; WANG, Q. Sustainable mechanisms of biochar derived from brewers' spent grain and sewage sludge for ammonia–nitrogen capture. **Journal of Cleaner Production**, Elsevier, Amsterdam, v. 112, p. 3927-3934, 2016.

ZHANG, L.; SUN, X. Changes in physical, chemical, and microbiological properties during the two-stage co-composting of green waste with spent mushroom compost and biochar. **Bioresource technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 171, p. 274-284, 2014.

ZHANG, L.; SUN, X. Influence of bulking agents on physical, chemical, and

microbiological properties during the two-stage composting of green waste. **Waste Management**, Elsevier, Amsterdam, v. 48, p. 115 – 126, 2016.

ZHANG, L.; SUN, X.; TIAN, Y.; GONQ, X. Effects of brown sugar and calcium superphosphate on the secondary fermentation of green waste. **Bioresource Technology**, Elsevier, Amsterdam, v. 131, p. 68 – 75, 2013.

ZHAO, B.; SU, Y. Process effect of microalgal-carbon dioxide fixation and biomass production: a review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, Elsevier, Amsterdam, v. 31, p. 121-132, 2014.

ZHAO, J.; NI, T.; LI, J.; LU, Q.; FANG, Z.; LI, R.; SHEN, B.; SHEN, Q. Effects of organic–inorganic compound fertilizer with reduced chemical fertilizer application on crop yields, soil biological activity and bacterial community structure in a rice–wheat cropping system. **Applied Soil Ecology**, Elsevier, Amsterdam, v. 99, p. 1 – 12, 2016.

ZHENG, H.; WANG, Z.; DENG, X.; HERBERT, S.; XING, B. Impacts of adding biochar on nitrogen retention and bioavailability in agricultural soil. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 206, p. 32-39, 2013.

ZHONG, W.; GU, T.; WANG, W.; ZHANG, B.; LIN, X.; HUANG, Q.; SHEN, W. The effects of mineral fertilizer and organic manure on soil microbial community and diversity. **Plant and Soil**, Springer, Berlin, v. 326, n. 1, p. 511 – 522, 2009.

ZHOU, X.; ZHANG, Y. Temporal dynamics of soil oxidative enzyme activity across a simulated gradient of nitrogen deposition in the Gurbantunggut Desert, Northwestern China. **Geoderma**, Elsevier, Amsterdam, v. 213, p. 261-267, 2014.

ZIELIŃSKA, A.; OLESZCZUK, P. Effect of pyrolysis temperatures on freely dissolved polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) concentrations in sewage sludge-derived biochars. **Chemosphere**, Elsevier, Amsterdam, v. 153, p. 68-74, 2016.

ZIMMERMAN, A. R. Abiotic and microbial oxidation of laboratory-produced black carbon (biochar). **Environmental science & technology**, Madison, v. 44, n. 4, p. 1295-1301, 2010.

ZIMMERMAN, A. R.; GAO, B.; AHN, M. Y. Positive and negative carbon mineralization priming effects among a variety of biochar-amended soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Elsevier, Amsterdam, v. 43, n. 6, p. 1169 – 1179, 2011.