

UEMESON JOSÉ DOS SANTOS

**FRAÇÕES DO CARBONO E INDICADORES BIOLÓGICOS EM SOLO DO
SEMIÁRIDO SOB DIFERENTES USOS E COBERTURAS VEGETAIS**

GARANHUNS
PERNAMBUCO - BRASIL
FEVEREIRO – 2016

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PRODUÇÃO AGRÍCOLA

**FRAÇÕES DO CARBONO E INDICADORES BIOLÓGICOS EM SOLO DO
SEMIÁRIDO SOB DIFERENTES USOS E COBERTURAS VEGETAIS**

UEMESON JOSÉ DOS SANTOS

SOB ORIENTAÇÃO DO PROFESSOR

Dr. GUSTAVO PEREIRA DUDA

COORIENTAÇÃO: Dr^a. MARISE CONCEIÇÃO MARQUES

Dissertação apresentada à
Universidade Federal Rural de
Pernambuco, como parte das exigências
do Programa de Pós Graduação em
Produção agrícola, para obtenção do
título de *Mestre*.

GARANHUNS
PERNAMBUCO - BRASIL
FEVEREIRO - 2016

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PRODUÇÃO AGRÍCOLA

**FRAÇÕES DO CARBONO E INDICADORES BIOLÓGICOS EM SOLO DO
SEMIÁRIDO SOB DIFERENTES USOS E COBERTURAS VEGETAIS**

UEMESON JOSÉ DOS SANTOS

GARANHUNS
PERNAMBUCO - BRASIL
FEVEREIRO - 2016

Ficha Catalográfica

Setor de Processos Técnicos da Biblioteca Setorial UFRPE/UAG

S237f Santos, Uemeson José dos

Frações do carbono e indicadores biológicos em solo do semiárido sob diferentes usos e coberturas vegetais/Uemeson José dos Santos. - Garanhuns,

2016.

78 f

Orientador: Gustavo Pereira Duda

Dissertação (Mestrado em Produção agrícola) -

Universidade Federal Rural de Pernambuco - Unidade Acadêmica de Garanhuns, 2016.

Inclui e Bibliografias

CDD: 338.1

1. Produção agrícola
 2. Solo - Mineralização
 3. Carbono lábil - Biomassa microbiana
 4. Semiárido- Biotecnologia
 5. Estudos quantitativos
- I. Duda, Gustavo Pereira
 - II. Título

**FRAÇÕES DO CARBONO E INDICADORES BIOLÓGICOS EM SOLO DO
SEMIÁRIDO SOB DIFERENTES USOS E COBERTURAS VEGETAIS**

UEMESON JOSÉ DOS SANTOS

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em
Produção Agrícola**, no curso de Pós-graduação em Produção Agrícola, área de
concentração uso de água e solo na produção agrícola.

APROVADO EM: 22 DE FEVEREIRO DE 2016

Dr.^a MARISE CONCEIÇÃO MARQUES
(Membro Externo)

Dr. ALEXANDRE TAVARES DA ROCHA
(Membro Interno)

Dr. GUSTAVO PEREIRA DUDA
(Orientador)

DEDICATÓRIA

À minha mãe Marluce Matilde da Silva

Por ti, mãe, eu choraria todas as lágrimas de todas as tristezas do mundo, para nunca mais te ver sofrer.

Por ti, mãe, eu passaria em claro, todas as noites do resto da minha vida, para te ver dormir tranquilamente. Se eu pudesse, mãe, eu viveria somente em função da tua alegria, e não sou capaz de imaginar a minha existência sem a tua companhia. Em ti, mãe, vejo o meu único porto, minhas únicas saídas, e todos os remédios possíveis, para todas as minhas feridas. Em ti, mãe, vejo a minha paz e a minha mais perfeita harmonia, pois do seu lado sou tão feliz, como nunca – sem a tua presença – seria. Por ti eu não abriria mão da minha vida, pois sei que jamais permitiria, mesmo abrindo mão da sua – em cada dia de trabalho duro – em prol da minha alegria.

Quero um dia te dar, manhãs de verdadeiro descanso, tardes com eternos sorrisos e noites de puro sossego. Quero te ver acordar e dormir, sem nunca mais voltar a sentir medo. Medo de algo me faltar, de não ter alimento, medo de não se sustentar enquanto luta pelo meu sustento. És a rainha do reino do meu amor, e a fortaleza do reino da minha vida. Fiz, faço e farei absolutamente tudo, para não ver a tua face entristecida. Ainda assim, sinto que faço tão pouco perto do que mereces, me sinto sempre tão presente em cada uma das tuas preces. Sinto medo de partir e assim te causar sofrimento, mas só de pensar em te perder, e se inicia o meu tormento. Sinto um tanto mais por saber, que comigo você sempre estará. Por isso o maior medo da minha vida, é te fazer – por mim – chorar. Queria pedir perdão, por todo o mal que já lhe causei, pelas noites em que não dormiu, outras tantas em que nem comeu, pelos dias em que não me viu e, por tudo, que – por mim – já sofreu. Queria que me perdoasse por tanta coisa, mas sei que serão pedidos em vão, pois o coração de mãe é naturalmente, a fonte de todo perdão.

És, mãe, o resultado perfeito das somas que me engrandecem, das multiplicações que me expandem e das subtrações, que me solidificam. A única estabilidade que desejo, é ver a sua. O único conforto que quero, é ver o seu. De que me valeria todo o luxo do mundo, se eu não tivesse o seu carinho para chamar de meu? São teus os meus mais sinceros abraços, é tua a minha mais profunda vontade, de acordar e prosseguir, ser capaz de quase tudo para te fazer sorrir, menos te faltar com a verdade. Vejo nos teus olhos cama e cobertor, penso que a tua voz é a única que pode ter o amor. És feita de luz, motivo de inveja para o luar, pois se não há sol, ainda és capaz de iluminar. Sou um tanto breu, quase não posso enxergar, necessito de ti para me guiar. Posso te ver assim, no fim do longo túnel que há em mim. Pegue a minha mão e seja os meus olhos por aí. Pois serei os teus, quando precisar de mim.

Termino esta carta com lágrimas nos olhos, pois sou feito de água e amor, e as gotas que brotam de mim, são pedaços de ti a lavar o meu rosto, que também te ama. Pois, bem no fundo, só acredito no amor quando você está por perto. Só acredito que sou capaz de amar, quando me lembro de ti. Pois posso morrer de sede, frio ou fome, mas, por amor eu vivo, e vivo porque preciso, te provar pelo que vivi. Te amo por tudo que és capaz de fazer e pelo que não sou capaz de ser, para te dar uma vida mais serena. Te amo pela capacidade, de alterar a minha realidade, e fazer com que as minhas angústias, sejam sempre pequenas. Te devo tudo que sou, te amo por tudo que és e, o que for preciso eu te dou, para que descanse os teus pés. Te amo todos os dias, por toda a minha vida, e este é o motivo maior, para eu sempre procure o melhor, e mantenha a minha cabeça erguida.

(Carta para minha mãe- Fellipo Rocha)

À minha irmã Wilma Keli dos Santos

À minha avó Genésia Avelina (in memorium)

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao meu bom Deus, por toda oportunidade que me proporciona nesta vida. Por ter me dado condições de lutar e alcançar os objetivos pretendidos. Não nasci rico, mas isso não me impediu de ver riquezas na capacidade de transformar vida em presente e conquistas.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade Acadêmica de Garanhuns, por meio do programa de Pós-Graduação em Produção Agrícola, pela oportunidade de realização do curso.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior-CAPES pela concessão da bolsa de pós-graduação.

À Fazenda Buenos Aires, em nome do Sr. Homembom Magalhães (Sr. Bonzinho) pela disponibilidade da área para realização desta e de futuras pesquisas.

Ao Prof. Dr. Gustavo Pereira Duda, pessoa pela qual tenho grande respeito e admiração. Meu sincero apreço pela orientação, pela ajuda prestada desde a graduação até este momento, pelas oportunidades ao longo desses anos, pela confiança, incentivos, paciência, generosidade, receptividade. Pela sua amizade e valiosos conselhos.

À Prof^a. Dr^a. Erika Valente de Medeiros, pelos incentivos e contribuições científicas e, particularmente, pelos auxílios nos trabalhos de cunho microbiológicos. Pelas oportunidades, receptividade em seu laboratório e pela confiança durante minha trajetória em Garanhuns.

Ao Prof. Dr. Eduardo Soares pelo auxílio e disponibilidade no encontro das áreas para realização da pesquisa.

Aos docentes do PPGPA, em nome de Romualdo Lima, Alexandre Tavares, Keila Moreira, Marcelo Metri, Macio Farias, Jeandson Viana, Edilma Pereira e demais, pela oportunidade de aprendizado e pelas ajudas em particular a qual cada um pode oferecer.

Aos membros da banca examinadora, por aceitarem prontamente o convite e por contribuírem com este trabalho com sugestões e críticas.

À Dr^a. Marise Marques, que foi uma grande companheira nesse trabalho, pela atenção, paciência, apoio, contribuições e disponibilidade.

Ao amigo Arnaldo Joaquim, que prestou valiosa ajuda nas análises, pela dedicação sempre que solicitado, pelo apoio e sobretudo amizade.

Às novas amizades que fiz e fortaleci durante a pós-graduação, em especial Jéssica Moraes, Jamilly Alves, Albedson Palácio e Wendson Moraes.

Às amigas Raquel Barros, Erica Oliveira, Aline Oliveira e Ariele Andrade pelo convívio, amizade, carinho e pelos belos momentos de conversas.

Aos amigos do laboratório de Química Agrícola e Ambiental Daniel Marques, Cataliny Duarte, Luciana Herculano, Edjunior Rodrigues e Francisco Lima.

Aos colegas de pós-graduação Gilciléia Cunha, Cidney Barbosa, Jerferson Zumba e Jacielly Muniz.

Agradeço a todos pelas contribuições e ensinamentos, meu muito OBRIGADO!

Algo me diz que tudo vai dar certo. Tem que dar. De um jeito ou de outro. Vou cair, vou levantar e vou seguir até cair de novo e levantar e cair, até não cair mais. E cair outra vez. Vai ter dor, vai ter decepção, vai ter sorriso e vai ter suor. Pessoas vão chegar e vão partir. Algumas deixarão saudade, outras nunca partirão, seja fisicamente ou só no coração. Para as cargas mais pesadas, terei os ombros mais fortes e das grandes provações tirarei as melhores lições. Vou lembrar de vocês com carinho, mas preciso seguir em frente. Me permito errar e ser triste, mas que dure apenas o intervalo de dois sorrisos. O coração calejado suporta mais. Hoje foi melhor que ontem, mas ainda não é nem a sombra do amanhã. Vou dar o melhor de mim. Sempre. E, quando não for suficiente, terei uma carta na manga. Ou duas. Eu tenho um plano. Na minha vida não existem objetivos não alcançados, apenas momentaneamente incompletos. Um sorriso no rosto e uma saudade no peito. Sem medo de errar.

(Autor- RAFAEL MAGALHÃES)

BIOGRAFIA

UEMESON JOSÉ DOS SANTOS, filho de Marluce Matilde da Silva Santos e José Bernardo dos Santos, nascido em 25 de novembro de 1991, em Pombos-PE.

Em fevereiro de 2006 ingressou na Escola Agrotécnica Federal de Vitória de Santo Antão atual IFPE-Campus Vitória, formando-se em dezembro de 2008 no curso técnico de Agropecuária.

Em agosto de 2009, ingressou no curso de Agronomia pela Universidade Federal Rural de Pernambuco – Unidade Acadêmica de Garanhuns – UAG/UFRPE, graduando-se em 10 de março de 2014. Ainda em março de 2014 iniciou o curso de Mestrado pelo Programa de Pós-Graduação em Produção Agrícola na mesma Instituição, com área de concentração em uso de água e solo na produção agrícola, submetendo-se a defesa pública de dissertação em fevereiro de 2016.

SUMÁRIO

REFERENCIAL TEÓRICO Erro! Indicador não definido.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 19

CAPÍTULO I

FRAÇÕES DO CARBONO E INDICADORES BIOLÓGICOS EM SOLOS SOB COBERTURAS VEGETAIS E HISTÓRICOS DE USOS NO SEMIÁRIDO DE PERNAMBUCO

RESUMO.....13

ABSTRACT14

1. INTRODUÇÃO..... 26

2. MATERIAS E MÉTODOS..... 28

3. RESULTADO E DISCUSSÃO..... 37

4. CONCLUSÕES 60

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS 60

RESUMO

A utilização do solo sob Caatinga tem ocasionado alterações nas suas propriedades, assim como no comportamento e na qualidade da matéria orgânica. Alterações de caráter extrativista, agropastoril e agrícola tem levado esse bioma a uma condição de insustentabilidade, com profundas alterações na dinâmica e no estoque do C e suas frações, atreladas às modificações na comunidade microbiana que exerce importante função na ciclagem de nutrientes no solo. O objetivo do trabalho foi avaliar as alterações no C do solo, suas frações lábeis e recalcitrantes além da atividade e diversidade microbiana em solos sob diferentes coberturas vegetais e históricos de usos. Foram estudadas sete áreas que consistiram em floresta nativa (F) sem ação antrópica, floresta com predominância de angico (AF) e outra com ipê (IP); três áreas convertidas em cultivos agrícolas de capim elefante irrigado (EG), milho irrigado (MI) e milho sem irrigação (M); e uma área de capoeira (NF). Foram coletadas nas diferentes áreas amostras nas profundidades de 0-5, 5-10 e 10-20 cm, respectivamente. Avaliaram-se os estoques totais de C e N, carbono solúvel em água (CSA) e o C mineralizável acumulado aos 32 dias de incubação, as frações oxidáveis do carbono (F1, F2, F3 e F4) e suas frações nas substâncias húmicas do solo (C-FAH, C-FAF e C-HUM), o C da biomassa microbiana, quociente microbiano (qMIC) e a estrutura da comunidade microbiana através da análise de fosfolipídeos de ácidos graxos (PFLA). A conversão da caatinga para o cultivo de milho ocasionou diminuição de 56 e 38% nos estoques de C e N no solo. Os maiores estoques de C foram observados na cobertura AF, enquanto para o N, o M destacou-se com menores estoques deste elemento, sendo também inferior em todas as profundidades para o CSA. O C mineralizável apresentou comportamento linear, observando-se uma redução na média de C mineralizado acumulado de até 21,03% na profundidade intermediária. As coberturas AF, F e IP obtiveram maiores teores de carbono nas frações oxidáveis para todas as profundidades avaliadas. A área AF apresentou maiores teores de C nas formas lábeis. O C das frações húmicas, apresentaram estoques nas frações C-FAF e C-FAH de 3,59 e 3,73 t ha⁻¹, respectivamente para área AF; e 22,64 t ha⁻¹ na fração C-HUM para EG. A área com MI demonstrou maior eficiência na utilização do C pelos microrganismos nas diferentes profundidades. Para o CBM, a cobertura com F obteve maior concentração, com redução de até 78,32% em profundidade. Maiores concentrações de PFLAs totais foram observadas na área EG, com uma maior população de bactérias em relação aos fungos e maior predominância de bactérias gram positivas em relação as gram negativas. As frações F1, CSA e a C-HUM contribuíram de forma mais expressiva para o aumento do estoque de C e N do solo. Áreas convertidas para produção agrícola, tem o potencial de alterar as frações do COS e atividade microbiana, sobretudo quando faz o uso de irrigação nesses ambientes. A cobertura EG foi mais eficiente na utilização do C e preservação da MOS, aliada a uma alta comunidade microbiana, proporcionando melhor qualidade do solo.

Palavras-chave: carbono lábil, mineralização, estoque de carbono, biomassa microbiana.

ABSTRACT

The land use in Caatinga has caused changes in their properties, as well as behavior and quality of organic matter. extractive character changes, agro pastoral and agricultural biome has taken this to an unsustainable condition, with profound changes in the dynamics and the stock C and its fractions, linked to changes in the microbial community that plays an important role in nutrient cycling in the soil. The objective of this study was to evaluate changes in soil C, its labile and recalcitrant but the activity and microbial diversity in soils under different vegetation covers and historical uses. seven areas were studied which consisted of native forest (F) without human action, forest with predominance of mimosa (AF) and the other with ipe (IP); three areas converted into farmland irrigated elephant grass (EG), irrigated corn (MI) and corn without irrigation (M); and a farmyard area (NF). They were collected in different areas samples at depths of 0-5, 5-10 and 10-20 cm, respectively. Evaluated the total stocks of C and N, water-soluble carbon (CSA) and the C cumulative mineralized after 32 days of incubation, the carbon oxidizable fractions (F1, F2, F3 and F4) and its fractions humic soil (C-FAH C-FAF and C-HUM), C microbial biomass, microbial quotient (qMIC) and structure the microbial community by phospholipid fatty acid analysis (PFLA). The conversion of the savanna for maize cultivation causes a decrease of 56 and 38% in stocks of C and N in the soil. The larger C stocks were observed in AF coverage, while for N, M stood out with lower stocks of this element and also below at all depths to the CSA. The C mineralizable showed linear behavior, observing a reduction in average C mineralized accumulated up to 21.03% in the intermediate depth. The AF, F and IP coverage had higher carbon content in oxidizable fractions for all depths evaluated. The AF area showed higher C levels in labile forms. The C of humic fractions showed inventories in C-FAF fractions and C-FAH 3.59 and 3.73 t ha⁻¹, respectively for AF area; and 22.64 t ha⁻¹ in C-HUM fraction for EG. The area with MI showed greater efficiency in the use of C for microorganisms at different depths. For CBM, coverage with F had a higher concentration, down to 78.32% in depth. Further total Pflas EG concentrations were observed in the area with a larger population of bacteria and fungi in relation to the predominance of gram positive bacteria over gram negative. F1 fractions, CSA and CHUN contributed most significantly to the increase in the stock of C and N soil. Areas converted agrícola production, has the potential to change the fractions of COS and microbial activity, especially when it is making use of irrigation in these environments. The EG coverage was more efficient in the use of C and preservation of MOS, combined with a high microbial community, providing better soil quality.

Keywords: labile carbon mineralization, stock carbon, microbial biomass.

REFERENCIAL TEÓRICO

A vegetação nativa constitui-se de um referencial para avaliação de solos, incluindo os de sistemas agrícolas, visto que as alterações nos atributos nestes ambientes são muito baixas quando comparados com solos que sofreram uso agrícola. Nessa comparação, podem-se observar as alterações nas características do solo após a utilização agrícola, verificando-se qual promoveu maior interferência. Estudos com essa finalidade são utilizados como parâmetros de avaliação para adequar sistemas ou recomendar manejos do solo mais sustentáveis (CORREA et al., 2009).

A crescente exploração agrícola do solo e, conseqüente, redução da cobertura vegetal nativa no semiárido nordestino e outros biomas brasileiros, tem acarretado em degradação dos recursos naturais, principalmente no que diz respeito à conservação da fertilidade natural e atenuação da matéria orgânica do solo (MOS) (MENEZES e SAMPAIO, 2002). Esses problemas se agravam, ainda mais, no bioma caatinga, devido às características de irregularidades pluviométricas e alta evaporação (PAES-SILVA, 2002).

O bioma Caatinga é o principal ecossistema da região Nordeste, estendendo-se por todo semiárido, com predominância de vegetação seca e espinhosa com características xerófitas. Esse tipo de vegetação, aliada as condições climáticas influenciam diretamente a heterogeneidade e a decomposição do material depositado (SAURA-MAS, 2012; SALGADO et al., 2015). A degradação dos recursos naturais nesses ambientes tem ocasionado perdas muitas das vezes irreversíveis, em consequência da retirada da vegetação nativa, juntamente com o longo período de estiagem causando perdas consideráveis em sua biodiversidade, redução da produtividade e propiciando a intensificação dos processos erosivos e assoreamentos (MENEZES E SAMPAIO, 2002).

O reservatório de carbono no solo é em torno de 2500 gigatoneladas (Gt) (LAL, 2004), sendo influenciado pela adição de materiais orgânicos incluindo matéria orgânica fresca, exsudatos radiculares e pirólise de alguns materiais (WHITMAN et al., 2014). Os principais processos de troca do C entre o solo e atmosfera é realizado pela fotossíntese e a respiração (BATLLE AGUILAR et al., 2011), sendo que o C assimilado pelas plantas é transferido para o solo, através da sua decomposição, tornando-se parte

da MOS (PORPORATO et al., 2003). No solo a transferência do CO entre os compartimentos ocorre pelo processo de decomposição, que por sua vez, são regulados por fatores ambientais e composição química do material. As práticas de manejo e a mudança no uso da terra com sistemas que assegurem elevadas entradas de MO ao solo e sua lenta decomposição podem aumentar o estoque de carbono do solo (RABBI et al., 2014), assim como as condições climáticas, topografia e propriedades do solo (DAVY e KOEN, 2013; MCLEOD et al. 2013; BADGERY et al. 2013).

A MOS corresponde aos compostos de carbono orgânico do solo (COS), incluindo microrganismos vivos e mortos em diferentes estágios de decomposição, envolvendo uma série de compostos ácidos não-humificados com alta rotatividade no solo, como é o caso da serapilheira, e as macromoléculas humificadas constituídas por diversos compostos ligados por interações hidrofóbicas e pontes de hidrogênio (STEVENSON, 1994; PINHEIRO et al., 2004) e que são descritas em ácidos fúlvicos, húmicos e humina em função da solubilidade em meio aquoso (PICCOLO, 2001).

As respostas dos atributos de solos após a conversão de vegetação nativa para uso agrícola têm se mostrado variável (BRUUN et al., 2015) e seus resultados evidenciados nos estoques de COT e NT (ASSIS et al., 2010; SOUSA et al., 2012; ALBALADEJO et al., 2013) na biomassa microbiana (YU et al. 2013; SANTOS et al. 2012) e na dinâmica da MOS são frequentemente utilizados como indicador de alterações no uso do solo associada com algumas funções ecológicas, entre elas a decomposição microbiana e mineralização dos nutrientes (FERREIRA et al., 2016). Spaccini et al. (2006) observaram uma redução nas concentrações de substâncias húmicas em solos florestais convertidos para uso agrícola. Navarrete e Tsutsuki (2008) também verificaram redução da MOS e suas frações. Longo e Espíndola (2000), avaliando a remoção da cobertura nativa para pastagem nas condições de cerrado e floresta tropical em latossolo vermelho-amarelo argiloso, observaram maiores reduções nas frações húmicas nas primeiras camadas, assim como dos teores totais de C e N. Machado et al. (2014), avaliando os diferentes compartimentos da MO de um Latossolo Vermelho-Amarelo sob diferentes sistemas de manejo da lavoura cafeeira, em área de influência de Floresta Atlântica, verificaram que as substituições da floresta nativa provocaram redução de 26,15 g kg⁻¹ e 0,90 g kg⁻¹ nos teores de C e N, respectivamente, na profundidade de 0-5cm.

Alterações também são observadas nos atributos químicos e físicos do solo. Correa et al. (2009), avaliando o uso do solo com plantas de ciclo curto, fruticultura, pastagem e áreas de capoeira, verificaram aumento nos teores de Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , P e elevação do pH, soma de bases (SB) e saturação de bases (V%) nos solos sob cultivo agrícola quando comparado a vegetação nativa. Modificações também influenciam a densidade do solo, com diminuição da porosidade total e estabilidade na infiltração de água (VIANA et al., 2011; BONO et al., 2012).

Os microrganismos do solo (fungos, bactérias e actinomicetos), algas e microfauna são os responsáveis pela dinâmica da MOS, obtendo energia através dos resíduos orgânicos presentes no solo (FERREIRA et al., 2007). A principal função destes para o funcionamento dos ecossistemas terrestres é garantida pela sua diversificação em termos de estruturas e, ou, atividade. Liang e Balser (2010) sugerem que 80% do CO podem ser derivados a partir da biomassa microbiana. Os microrganismos apresentam ainda importante contribuição para a produtividade, pois participam de diversas funções benéficas como a liberação de nutrientes para as plantas, decomposição de resíduos orgânicos e estabelecimento de relações simbióticas envolvendo a transformação do N atmosférico em disponível, aumento da área radicular para absorção de fósforo, assim como na estrutura do solo (RUSSO et al., 2012).

Os resíduos de plantas que entram no solo contribuem para o crescimento e reprodução de comunidades microbianas, que por sua vez, são influenciadas por alterações no solo, rotação de culturas e por diferentes práticas de manejo (MARTINEZ et al., 2007; GRIMIREL et al., 2014). Práticas de manejo do solo que aumentem a MOS, também aumentam a atividade biológica do solo (BÜNEMANN et al., 2006). Sistemas de plantio direto promovem aumento do C, N e P da biomassa microbiana do solo, assim como uma maior atividade enzimática e aumento da comunidade microbiana nas camadas superficiais quando comparadas ao preparo convencional (LIU et al., 2008; GONZÁLEZ-CHÁVEZ et al., 2010). Desta forma, o uso do solo com vegetação nativa e preservação da área com redução do revolvimento do solo, aumenta a quantidade de resíduos de plantas, e, portanto, há um aumento do N, COT, biomassa microbiana e redução do quociente metabólico ($q\text{CO}_2$) e da densidade do solo (MAO e ZENG, 2010).

Pignataro et al. (2012), avaliando a diversidade funcional microbiana em uma floresta com sistema de corte na Itália, verificaram que o corte diminui o COT no solo em 13%, devido a intensa atividade da decomposição microbiana (atividades enzimáticas e respiração) e/ou em virtude da redução na entrada de resíduos de planta nos anos subsequentes. Em solos de florestas naturais é gerada uma condição de homeostase que leva a uma restrição de substrato à longo prazo, controlando o funcionamento microbiano.

O preparo intensivo do solo para o cultivo, impulsiona a atividade microbiana a mineralizar a MO lábil e modificar suas propriedades em direção a condições que limitem o C que favorecem as bactérias, reduzindo os teores de MOS. Enquanto que, em cultivo reduzido observa-se substratos instáveis, proporcionando pontos de nucleação que permitem o crescimento de fungos e bactérias que colonizam mais partículas de solo, formando e aumentando a proteção de agregados, MOS lábil e eficiência de utilização do substrato, resultando em um ambiente com menos C respirado por unidade de biomassa microbiana e mais eficaz para atividade dos microrganismos (BLANCO-CANQUI e LAL, 2007; GRIMIREL et al., 2014).

O preparo reduzido do solo aumenta a relação fungos/bactérias, em virtude da diminuição do rompimento de redes de hifas, aumento da umidade do solo e alteração da distribuição de resíduos de culturas, promovendo o armazenamento de C e contribuindo para uma função dominante dos fungos na dinâmica da MOS (SIX et al., 2006; FREY et al., 1999). Enquanto que, em solo degradados há uma redução significativa nos parâmetros microbiológicos do solo, como verificado por Nunes et al. (2012), que avaliando alterações na atividade microbiana em solos com diferentes níveis de degradação em comparação com solos sob vegetação nativa, revelaram redução da biomassa microbiana em função da perda de cobertura vegetal e erosão do solo. Os autores, ainda observaram altos valores de qCO_2 , revelando a presença de uma comunidade microbiana susceptível com altas taxas de respiração e maior utilização de C.

Neste contexto, o presente trabalho avaliou as alterações no C do solo, suas frações lábeis e recalcitrantes, atividade e estrutura da comunidade microbiana em solos sob diferentes coberturas vegetais e históricos de usos no semiárido de Pernambuco.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBALADEJO, J.; ORTIZ, R.; GARCIA-FRANCO, N.; NAVARRO, A.R.; ALMAGRO, M.; PINTADO, J.G.; MARTÍNEZ-MENA, M. Land use and climate change impacts on soil organic carbon stocks in semi-arid Spain. **Journal of Soil & Sediments** v.13, p. 265–277. 2013. doi 10.1007/s11368-012-0617-7
- ASSIS, C.P.; OLIVEIRA, T.S.; DANTAS, J.A.N.; MENDONÇA, E.S. Organic matter and phosphorus fractions in irrigated agroecosystems in a semi-arid region of Northeastern Brazil. **Agriculture, Ecosystems & Environment**. v.138, p. 74–82. 2010. doi: 10.1016/j.agee.2010.04.002
- BADGERY, W., SIMMONS, A., MURPHY, B., RAWSON, A., ANDERSSON, K., LONERGAN, V., VAN DE VEN, R. Relationship between environmental and land use variables on soil C levels at the regional scale in Central NSW, Australia. **Soil Research**. v.51, n.7, p.645–656. 2013. doi: 10.1071/sr12358.
- BATLLE-AGUILAR, J.; BROVELLI, A.; PORPORATO, A.; BARRY, D. Modelling soil carbon and nitrogen cycles during land use change. A review. **Agronomy for Sustainable Development**. v.31, n.2, p.251–274. 2011. doi: 10.1051/agro/2010007.
- BONO, J.A.M.; Macedo, M. C. M.; Tormena, C. A.; Nanni, M. R.; Gomes, E. P. ; Müller, M. M. L. Infiltração de água no solo em um latossolo vermelho da região sudoeste dos cerrados com diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo** [online]. v.36, n.6, p.1845-1853. 2012. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-06832012000600019>.
- BLANCO-CANQUI, H.; LAL, R. Regional assessment of soil compaction and structural properties under no-tillage farming. **Soil Science Society of America Journal**. v.71, p. 1770–1778. 2007. doi: 10.2136/sssaj2007.0048

- BRUUN, T.B.; ELBERLING, B.; DE NEERGAARD, A.; MAGID, J. Organic carbon dynamics in different soil types after conversion of forest to agriculture. **Land Degradation & Development**. v.26, p. 272–283. 2015. doi: 10.1002/ldr.2205.
- BUNEMANN, E.K., HEENAN, D.P., MARSCHNER, P., McNEILL, A.M., 2006. Long-term effects of crop rotation, stubble management and tillage on soil phosphorus dynamics. **Australian Journal of Soil** v.44, n.6, p. 611–618. 2006. doi.org/10.1071/SR05188.
- CORREA, R. M. FREIRE, M.B.G.S.; FERREIRA, R.L.C.; FREIRE, F.J.; PESSOA, L.G.M. MIRANDA, M.A.; MELO, D.V.M. Atributos químicos de solos sob diferentes usos em perímetro irrigado no semiárido de Pernambuco. **Revista Brasileira de Ciência do Solo** [online]. v.33, n.2, p.305-314. 2009. doi.org/10.1590/S0100-06832009000200008.
- DAVY, M.C.; KOEN, T.B. Variations in soil organic carbon for two soil types and six land uses in the Murray catchment, New South Wales, Australia. **Soil Research**. v.51, n.8, p.631–644. 2013. doi: 10.1071/sr12353.
- FERREIRA, E.A.B.; RESCK, D.V.S.; GOMES, A.C.; RAMOS, M.L.G. Dinâmica do carbono da biomassa microbiana em cinco épocas do ano em diferentes sistemas de manejo do solo no cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo** [online]. v.31, n.6, p. 1625-1635. 2007. doi.org/10.1590/S0100-06832007000600038.
- FERREIRA, A.C.C.; LEITE, L.F.C.; ARAÚJO, A.S.F.; EISENHAEUER, N. Land-use type effects on soil organic carbon and microbial properties in a semi-arid region of northeast Brazil. **Land Degradation Development**. v. 27, p.171–178. 2016. doi: 10.1002/ldr.2282
- FREY, S.D.; ELLIOT, E.T.; PAUSTIAN, K. Bacterial and fungal abundance and biomass in conventional and no-tillage agroecosystems along two climatic

gradients. **Soil Biology and Biochemistry**. v.31, n.4, p.573–585. 1999. doi:10.1016/S0038-0717(98)00161-8.

GONZÁLEZ-CHAVEZ, Md.C.A., AITKENHEAD-PETERSON, J.A., GENTRY, T.J., ZUBERER, D., HONS, F., LOEPPERT, R. Soil microbial community, C, N, and P responses to longterm tillage and crop rotation. **Soil Tillage**, v.106, n.2, p. 285–293. 2010. doi:10.1016/j.still.2009.11.008.

GRIMIREL, R.; NORTON, J.B.; STAHL, P.D.; NORTON, U. Soil Microbial Substrate Properties and Microbial Community Responses under Irrigated Organic and Reduced-Tillage Crop and Forage Production Systems. **Plos one**. v.9, n.8. 2014. doi: 10.1371/journal.pone.0103901

KILLHAM, K.; FOSTER, R. (1994) **Soil ecology**. Cambridge University Press, Cambridge, UK.

LAL, R. Soil carbon sequestration impacts on global climate change and food security. **Science**. v.304, n.5677, p.1623–1627. 2004. doi: 10.1126/science.1097396.

LIANG, C.; BALSER, T.C. Microbial production of recalcitrante organic matter in global soils: implications for productivity and climate policy. **Nature Reviews Microbiology**. v.9, p.75, 2010. doi:10.1038/nrmicro2386-c1.

LIU, A., HAMEL, C., SPEDDING, T., ZHANG, T., MONGEAU, R., LAMARRE, G.R., TREMBLAY, G. Soil microbial carbon and phosphorus as influenced by phosphorus fertilization and tillage in a maize–soybean rotation in south-western **Canadian Journal of Soil Science**, v.88, n.1, p. 21-30. 2008. doi10.4141/CJSS07016.

LONGO, R. M.; ESPINDOLA, C. R. C-orgânico, N-total e substâncias húmicas sob influência da introdução de pastagens (*Brachiaria* sp.) em áreas de cerrado e

floresta amazônica. **Revista Brasileira de Ciência Solo** [online]. v.24, n.4, p.723-729. 2000. doi.org/10.1590/S0100-06832000000400004.

MARTINEZ, V.A.; MERCADO, A.D.; RAMIREZ, D.S.; RODRIGUEZ, L.C. Microbial communities and enzymatic activities under different management in semiarid soils. **Applied Soil Ecology**. v.38, n.3, p.249-260. 2008. doi:10.1016/j.apsoil.2007.10.012.

MAO, R.; ZENG, D.H. Changes in Soil Particulate Organic Matter, Microbial Biomass, and Activity Following Afforestation of Marginal Agricultural Lands in a Semi-Arid Area of Northeast China. **Environmental Management**. v.46, n.1, p.110–116. 2010. doi: 10.1007/s00267-010-9504-4.

MCLEOD, M.; SCHWENKE, G.; COWIE, A.; HARDEN, S. Soil carbon is only higher in the surface soil under minimum tillage in Vertosols and Chromosols of NSW North-West Slopes and Plains, Australia. **Soil Research**. v.51, n.8, p.680–694. 2013. doi.org/10.1071/SR13032.

MENEZES, R.S.C. & SAMPAIO, E.V.S.B. **Simulação dos fluxos e balanços de fósforo em uma unidade de produção agrícola familiar no semi-árido paraibano**. In: SILVEIRA, L.M.; PETERSEN, P. & SABOURIN, E., orgs. Agricultura familiar e agroecologia no semi-árido: Avanços a partir do agreste da Paraíba. Rio de Janeiro, AS-PTA, 2002. p.249-260.

MOSCATELLI, M.C.; LAGOMARSINO, A. MARINARI, S.; DE ANGELIS, P.; GREGO, S. Soil microbial indices as bioindicators of environmental changes in a poplar plantation. **Ecological Indicators**. v.5, n.3, p.171–179. 2005. doi:10.1016/j.ecolind.2005.03.002.

NAVARRETE, I.A.; TSUTSUKI, K. Land-use impact on soil carbon, nitrogen, neutral sugar composition and related chemical properties in a degraded Ultisol derived from volcanic materials in Leyte, Philippines. **Soil Science and Plant Nutrition**. v.54, n.3, p.321–331. 2008. doi:10.1111/j.1747-0765.2008.00244.x.

- NOVOTNY, E. H.; KNICKER, H.; COLNAGO, L.A.; MARTIN-NETO, L. Effect of residual vanadyl on the spectroscopic analysis of humic acids. **Organic Geochemistry**. v.37, n.11, p.1562-1572. 2006. doi:10.1016/j.orggeochem.2006.06.015.
- NUNES, J. S.; ARAUJO, A. S. F.; NUNES, L. A. P. L.; LIMA, L. M.; CARNEIRO, R. F. V.; SALVIANO, A. A. C.; TSAI, S. M. Impact of Land Degradation on Soil Microbial Biomass and Activity in Northeast Brazil. **Pedosphere**. v.22, n.1, p.88–95. 2012. doi:10.1016/S1002-0160(11)60194-X.
- PAES-SILVA, A.P. **Cobertura vegetal da bacia hidrográfica do Açude do Namorado no Cariri Oriental Paraibano**. Areia, Universidade Federal da Paraíba, 2002. 107p. (Tese de Doutorado).
- PICCOLO, A.; The supramolecular structure of humic substances. **Soil Science**. v.166, n.11, p.810-832. 2001. doi: 10.1016/s0065-2113(02)75003-7.
- PINHEIRO, E.F.M.; PEREIRA, M.G. & ANJOS, L.H.C. Aggregate distribution and soil organic matter under different tillage systems for vegetable crops in a Red Latosol from Brazil. **Soil Tillage Research**. v.77, n.1, p.79-84. 2004. doi:10.1016/j.still.2003.11.005.
- RABBI, S.M.F.; TIGHE, M.; COWIE, A.; WILSON, B.R.; SCHWENKE, G.; MCLEOD, M.; BADGERY, W.; BALDOCK, J. The relationships between land uses, soil management practices, and soil carbon fractions in South Eastern Australia. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v.197, p.41–52. 2014. doi:10.1016/j.agee.2014.06.020.
- SALGADO, E.V.; ANDRADE, E.M.; HEVIA, J.N.; NUNES, E.P.; RODRIGUES, M.M.A. Rainfall patterns and the contribution of litter in the caatinga dry tropical forest. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 2, p. 299-309. 2015.

- SANTOS, V.B.; LEITE, L.F.C.; NUNES, L.A.P.L.; MELO, W.J. Soil microbial biomass and organic matter fractions during transition from conventional to organic farming systems. **Geoderma**. v.70, p.227–231. 2012. doi:10.1016/j.geoderma.2011.11.007
- SAURA-MAS, S.; ESTIARTE, M.; PEÑUELAS, J.; LLORET, F. Effects of climate change on leaf litter decomposition across post-fire plant regenerative groups. **Environmental and Experimental Botany**, v. 77, p. 274- 282, 2012. doi:10.1016/j.envexpbot.2011.11.014
- SOUSA, F.P.; FERREIRA, T.O.; MENDONÇA, E.S.; ROMERO, R.E.; OLIVEIRA, J.G.B. Carbon and nitrogen in degraded Brazilian semi-arid soils undergoing desertification. **Agriculture, Ecosystems & Environment**. v.148, p.11–21. 2012.
- SPACCINI, R.; PICCOLO, A.; HABERHAUER, G.; GERZABEK, M.; Transformation of organic matter from maize residues into labile and humic fractions of three European soils as revealed by ¹³C distribution and CPMAS-NMR spectra. **European Journal of Soil Science**. v.51, n.4, p.583–594. 2006. doi: 10.1111/j.1365-2389.2000.00341.x.
- STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: genesis, composition, reaction**. 2 ed. New York: John Wiley, 1994.
- VIANA, E.T.; BATISTA, M.A.; TORMENA, C.A.; COSTA, A.C.S.; INOUE, T.T. Atributos físicos e carbono orgânico em latossolo vermelho sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo** [online]. v.35, n.6, p.2105-2114. 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100 06832011000600025>.
- WHITMAN, T.; ZHU, Z.; LEHMANN, J. Carbon Mineralizability Determines Interactive Effects on Mineralization of Pyrogenic Organic Matter and Soil Organic Carbon. **Environmental Science Technology**. v.48, n.23, p. 13727–13734. 2014. doi: 10.1021/es503331y.

YU, W.T.; BI, M.L.; XU, Y.G.; ZHOU, H.; QIANG, M.; JIANG JIANG, C.M.
Microbial biomass and community composition in a Luvisol soil as influenced by
long-term land use and fertilization. **Catena**. v.107, p. 89–95. 2013.
doi:10.1016/j.catena.2013.02.010

1. INTRODUÇÃO

O semiárido brasileiro estende-se por uma área de aproximadamente 980000 km², correspondendo cerca de 12% do território brasileiro e abrangendo cerca de 23 milhões de habitantes (MENEZES et al., 2012). É uma região caracterizada por altas temperaturas, baixas precipitações, solos pouco desenvolvidos e reduzida produção de biomassa (RAIESI, 2012). Estima-se que cerca de 80% dessas áreas são manejadas com a retirada da vegetação nativa, afetando a dinâmica da MOS e propriedades microbianas do solo (MENEZES et al., 2012; FERREIRA et al., 2016).

Ao destituir vegetações nativas para implantação de culturas, há uma retirada de sistemas biológicos complexos e sua substituição acarreta mudanças nos estoques de várias frações orgânicas do solo (DIAS et al., 2007). Entre os motivos pelo qual ocorre essas transformações destacam-se a erosão do solo, a rápida mineralização da matéria orgânica (MO) e oxidação do carbono orgânico (CO) e, conseqüentemente, a diminuição no aporte de matéria orgânica do solo (MOS) quando comparados a vegetação nativa (PORTUGAL et al., 2008).

A MOS é considerada um dos atributos mais sensível a alterações provocadas pelo manejo do solo, sendo sua intensidade maior ou menor em função do sistema agrícola adotado. Sua composição e propriedades estão estreitamente relacionadas com a origem do material orgânico, as condições de decomposição, a biossíntese e com o tempo. Desta forma, a cobertura vegetal influencia na qualidade, no teor e na distribuição das frações orgânicas em diferentes solos (LONGO e ESPÍNDOLA, 2000).

Em sistemas naturais, as substâncias húmicas (SH) representam parte significativa no reservatório de CO do solo. Assim sendo, a qualidade e a estabilidade do C podem ser estimadas pelo aumento da concentração das frações humificadas, a qual, entre outros fatores, está condicionada ao balanço entre as perdas e os ganhos de C, envolvendo as reações de oxi-redução da MO nos ecossistemas (PICCOLO, 2001).

Existe uma dificuldade na detecção da dinâmica do C nos ecossistemas em virtude de sua estabilidade química e física, que por sua vez, divide-se em uma fração lábil mais facilmente decomposta e sensível em responder mudanças nas práticas de manejo, e a recalcitrante, que possui uma fração mais estável e abundante (DOU et al.,

2016; CHENG et al., 2013; SILVEIRA et al., 2013.) A quantificação do C nas diferentes frações da MOS tem se mostrado relevante em virtude do potencial de verificar alterações no CO nos diferentes sistemas de uso do solo. Deste modo, o manejo do solo que melhore o aporte de CO, pode ser verificado através da quantificação das substâncias húmicas da MOS, uma vez que esta é utilizada como indicador da qualidade do solo (LOSS et al., 2010).

Os microrganismos desempenham papel fundamental na qualidade do solo através da preservação da ciclagem de nutrientes, decomposição da matéria orgânica e sustentabilidade do solo (HABIG e SWANEPOEL, 2015). As perturbações das práticas de manejo sobre o fluxo de carbono através dos agroecossistemas influenciam na diversidade e atividade dos microrganismos do solo, uma vez que estes têm a capacidade de responder rapidamente a mudanças no uso do solo (VAN GROENIGEN et al., 2010). A relação fungos/bactérias determina que o papel desses microrganismos na dinâmica da MOS é definido pela maior predominância, porém é a taxa de crescimento e a produção de biomassa que estabelece a sua entrada nos canais de energia da cadeia alimentar do solo (ROUSK e BAATH, 2007).

Os resíduos de plantas são importantes fontes de CO para a biomassa microbiana do solo, contribuindo para imobilização temporária e redução das perdas de nutrientes como N e P (KASCHUK et al., 2010). Contudo, a estabilização de compostos microbianos no solo é fortemente influenciada por estruturas complexas, que possuem componentes lábeis rodeados por compostos mais estáveis que os protegem de biodegradação, tornando-os disponíveis para os microrganismos depois desses compostos serem removidos (MILTNER et al., 2012).

Em ecossistemas florestais, os estudos da comunidade microbiana do solo, têm se concentrado na disposição ao longo do perfil do solo (ASCHER et al., 2012; NOE et al., 2012) ou em resposta às ações antrópicas (EPELDE et al., 2010). Essas por sua vez, modificam a quantidade e a qualidade da serapilheira, alteram os exsudatos radiculares, lixiviam nutrientes e causam mudanças no microclima, podendo afetar a biota do solo e intervir na diversidade das comunidades microbianas (MARSHALL, 2000). Em contrapartida, novas entradas de C oriundos de exsudatos radiculares, resíduos vegetais e substâncias orgânicas de baixo peso molecular, podem ativar grupos de microrganismos que estavam latentes ou inativos, através de uma ampla síntese de

enzimas e possível decomposição da MOS, ocasionando um efeito “priming” (KUZYAKOV, 2010).

Estudos têm demonstrado que indicadores biológicos são ferramentas sensíveis para inferir sobre alterações na qualidade do solo sob diferentes manejos e históricos de uso. Dentre estes, podem ser apontados atividades enzimáticas, biomassa microbiana e análise de ácidos graxos fosfolipídeos (PFLA), os quais consistem em métodos bioquímicos comuns para avaliar a atividade, a quantidade e a diversidade de microrganismos no solo (FRANCHINI et al., 2007; PAJARES et al., 2009; ORENES et al., 2010; SHI et al., 2012; PIGNATARO et al., 2012; GHIMIRE et al., 2014).

Diversas pesquisas têm verificado expressivas reduções nos estoques de C na vegetação caatinga quando substituída para o uso agrícola. Giongo et al. (2011) constataram reduções equivalente a 56,16% em caatinga alterada e de 71,39% em áreas convertidas para cultivo de manga. Franceto et al. (2012) verificaram em áreas convertidas para o cultivo da mamona, reduções nos estoques de C e N de aproximadamente 50% após dez anos de implantação. Embora muitos trabalhos tenham avaliado as frações orgânicas e seus estoques de C e N em solos sob diferentes sistemas agrícolas (SHAO et al., 2009; NJIRA e NABWAMI, 2013; GHIMIRE et al., 2014; MACHMULLER et al., 2015; ZHANG et al., 2015;) poucos têm estudado o efeito de mais de um sistema florestal, com exceção da floresta nativa em relação a sistemas de cultivos (BINI et al., 2013) ou o efeito combinado de práticas de manejo e irrigação em regiões semiáridas (OLIVEIRA et al., 2015).

Diante do exposto, o objetivo deste trabalho foi avaliar a mudança nos estoques e nas frações da MOS, bem como na estrutura da comunidade microbiana e no carbono da biomassa microbiana e verificar qual fração da MO é mais sensível a alterações em solo sob diferentes usos e coberturas vegetais no semiárido de Pernambuco.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi realizado na Fazenda Buenos Aires, no município de Serra Talhada- PE (7°59'31" S e 38°17'59" O, 430 m), Microrregião do Vale do Pajeú.

O clima da região é do tipo Bsh (Köppen), caracterizado como sendo quente e semiárido, com chuvas de verão concentrada entre dezembro e maio, correspondendo a

85% das ocorrências neste período. Os valores médios de precipitação pluviométrica e temperatura do ano de 2014 variaram de 0,10 a 182,1 mm e 24 a 29,5 °C, respectivamente (Figura 1).

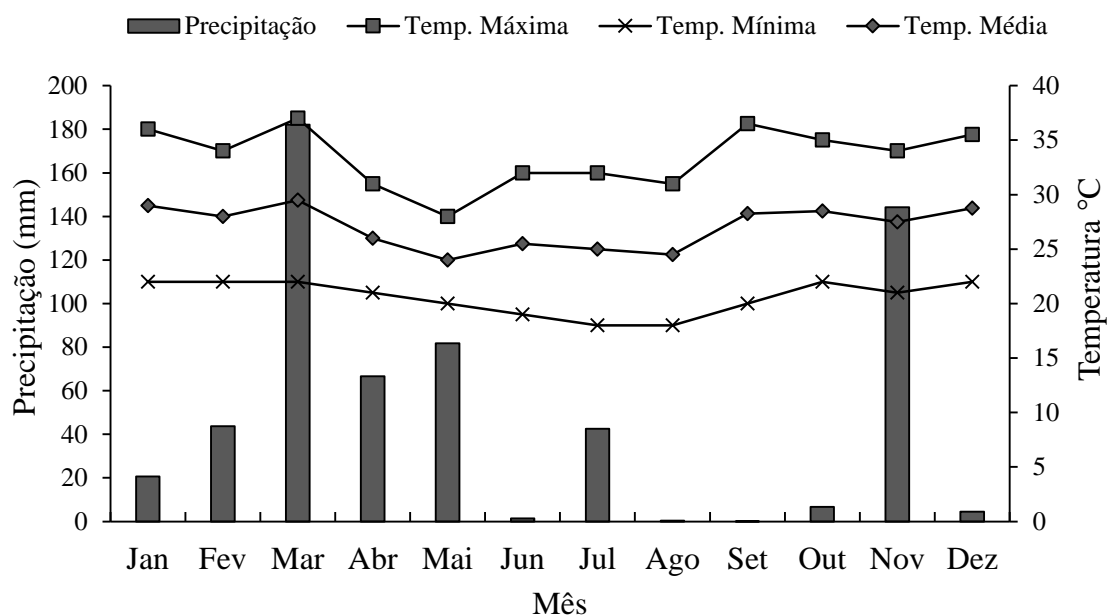


Figura 1. Valores médios de precipitação pluviométrica, temperaturas máximas, mínimas e médias ocorridas no ano de 2014. Fonte: APAC- Agência Pernambucana de Águas e Climas, Estação Recife, PE.

A cobertura vegetal original da área de estudo era a Caatinga. Para avaliação dos diferentes históricos de uso do solo, foram selecionadas sete áreas com base no histórico do tipo de uso do solo e nas características dos sistemas de manejo adotados (Tabela 1). O solo das áreas foi classificado como Luvisolos Crômico (SILVA et al., 2001).

A amostragem do solo foi realizada em abril de 2014, para tanto foram abertas cinco mini-trincheiras (repetições) em cada área de estudo (100m^2) nas dimensões de 20×10 m, distantes 10 metros entre si, dentro dos tratamentos. Em cada mini-trincheira foram coletadas aproximadamente 500 g de solo nas camadas avaliadas de 0-5, 5-10 e 10-20 cm, respectivamente. Amostras indeformadas de solo foram retiradas das mesmas profundidades com o auxílio de um cilindro de metal com volume interno de $78,3\text{ cm}^3$, denominado “anel de Kopecky”, para se determinar a densidade do solo e efetuar os cálculos dos estoques de carbono total (CT) e nitrogênio total (NT).

Foram observados nessas áreas fragmentos de rochas, fazendo-se necessário em coletas posteriores a separação do material rochoso das partículas < 2mm.

Tabela 1. Históricos de usos, posição e localização geográfica das áreas de estudo, Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	Sigla	Histórico do uso	Altitude	Coordenadas
Anzico	AF	Área coberta com Angico (<i>Anadenanthera</i> sp.) desde 1978. Antes de 1978 foi cultivada com algodão (<i>Gossypium hirsutum</i>) e palma (<i>Opuntia</i> spp.).	444	7°57'07.5"S 38°23'56.1"W
Caatinga Preservada	F	Área Caatinga preservada com várias espécies da fauna caatingueira. Utilizada para pastejo de gado.	474	7°57'47.0"S 38°23'01.5"W
Capim Elefante	EG	Área com capim-elefante irrigado (<i>Pennisetum purpureum</i>) desde 2006. Cultivada anteriormente com milho (<i>Zea mays</i>). Área de caatinga até 1960.	440	7°57'12.8"S 38°23'51.4"W
Capoeira	NF	Área coberta com capoeira há mais de 20 anos. Predominância de plantas como jurema preta (<i>Mimosa tenuiflora</i>), jurema branca (<i>stipulacea</i> <i>Piptadenia</i>), ameixa (<i>Eriobotrya japonica</i>), mamelo (<i>Croton sonderianus</i>), malva (<i>Waltheria indica</i>), Juá (<i>Zizyphus joazeiro</i>) e plantas herbáceas.	450	7°57'16.2"S 38°23'45.4"W
Milho Irrigado	MI	Solo arado e cultivado com milho desde 2005. Área de caatinga até 1960. Área com aplicação de esterco de ovelha.	450	7°57'11.4"S 38°23'52.3"W
Milho Não-irrigado	M	Solo arado e coberto com milho não-irrigado. De 2011 a 2013, a área foi submetida a pousio devido à seca. Área de caatinga até 1960. Área com aplicação de esterco de ovelha.	444	7°57'15.4"S 38°23'49.1"W
Floresta com ipê	IP	Floresta com predominância de ipê. Cultivado com capim buffal (<i>Cenchrus ciliaris</i>) e algodão (<i>Gossypium hirsutum</i>) desde 1998. Após esse período, a área sofreu aração, proporcionando a germinação de sementes de ipê quiescentes.	456	7°57'10.1"S 38°23'45.5"W

Posteriormente, as amostras foram identificadas e acondicionadas em sacos plásticos, transportadas para o Laboratório de Química Agrícola e Ambiental da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns-UFRPE/UAG.

As amostras foram acondicionadas em freezer a temperatura de 4 °C para avaliação dos atributos biológicos. Para caracterização química e física, as amostras foram secas ao ar e peneiradas a 2 mm de malha, obtendo-se a terra fina seca ao ar (TFSA), e os resultados expressos nas tabelas 2 e 3, respectivamente.

Na determinação da granulometria utilizou-se o hidróxido de sódio 0,1 mol L⁻¹ para separação das frações areia (>0,02 mm), silte (0,002-0,02 mm) e argila (<0,002 mm), como descrito por Camargo et al. (1986). Para a densidade do solo, utilizou-se a

metodologia descrita por EMBRAPA (1997), que consiste no uso de anéis cilíndricos de volume conhecido pela razão entre a massa da amostra seca a 105–110 °C.

O pH foi determinado em água (1:2,5). O P, Na⁺ e K⁺ foram extraído Mehlich-1 (HCl 0,05 mol L⁻¹ + H₂SO₄ 0,0125 mol L⁻¹), sendo o P determinado por colorimetria em comprimento de onda de 725 nm (BRAGA e DEFELIPO, 1974), enquanto o Na⁺ e o K⁺ por fotometria de chama. O Al³⁺ trocável foi extraído com solução de KCl 1 mol L⁻¹ e a acidez potencial (H+Al) com solução tamponada de acetato de cálcio a pH 7,0 (CH₃COO₂Ca 0,5 mol L⁻¹), sendo determinados por titulometria. Todas as análises foram realizadas de acordo com a metodologia descrita pela EMBRAPA (2009). Com base nos resultados da análise química foram calculadas a soma de bases (SB) e a capacidade de troca catiônica (CTC).

Tabela 2 - Atributos químicos de solos sob diferentes históricos de uso em Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	pH	P	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺	H+ Al	SB	CTC
0-5cm										
AF	6,6 (0,04)	34,5 (2,95)	3,6(0,32)	3,5(0,16)	0,3(0,03)	0,0(0,01)	0,1(0,0)	1,5(0,11)	7,4(0,16)	8,9(0,18)
F	7,4 (0,07)	7,3 (1,51)	6,3(0,48)	2,9(0,15)	0,3(0,03)	0,0(0,01)	0,0(0,0)	0,7(0,05)	9,5(0,65)	10,2(0,65)
EG	8,4 (0,08)	24,4 (2,49)	7,2(0,52)	6,0(0,40)	0,3(0,03)	0,6(0,18)	0,0(0,0)	0,2(0,05)	14,2(1,07)	14,4(1,04)
NF	6,8 (0,05)	14,2 (0,94)	4,7(0,52)	3,1(0,22)	0,4(0,02)	0,0(0,00)	0,0(0,0)	1,3(0,08)	8,1(0,63)	9,5(0,70)
MI	8,0(0,24)	40,8 (7,07)	5,8(0,39)	5,2(0,14)	0,4(0,04)	0,3(0,10)	0,1(0,0)	0,6(0,09)	11,7(0,39)	12,3(0,42)
M	7,2 (0,29)	21,8 (3,5)	6,0(0,56)	4,8(0,49)	0,5(0,06)	0,1(0,05)	0,0(0,0)	1,0(0,13)	11,4(0,9)	12,4(0,84)
IP	6,9 (0,14)	30,3 (5,13)	5,7(0,25)	3,7(0,21)	0,4(0,05)	0,0(0,01)	0,0(0,0)	1,4(0,08)	9,8(0,42)	11,2(0,49)
5-10cm										
AF	6,4 (0,06)	32,5 (4,2)	3,8(0,28)	3,4(0,20)	0,2(0,02)	0,0(0,01)	0,1(0,0)	1,3(0,11)	7,5(0,29)	8,8(0,39)
F	7,3 (0,04)	2,5 (0,98)	5,2(0,65)	2,4(0,20)	0,3(0,02)	0,0(0,01)	0,0(0,0)	0,7(0,09)	7,9(0,80)	8,6(0,90)
EG	8,6 (0,08)	21,2(4,87)	6,5(0,29)	5,8(0,20)	0,2(0,01)	0,8(0,19)	0,0(0,0)	0,5(0,05)	13,2(0,58)	13,7(0,56)
NF	6,7 (0,06)	2,0 (0,59)	5,0(0,48)	3,4(0,30)	0,3(0,03)	0,0(0,00)	0,0(0,0)	1,4(0,14)	8,8(0,50)	10,2(0,64)
MI	8,1 (0,2)	26,5(4,36)	6,1(0,33)	4,3(0,47)	0,4(0,04)	0,4(0,12)	0,1(0,0)	0,4(0,09)	11,2(0,47)	11,6(0,40)
M	7,2 (0,23)	24,3(4,72)	6,0(0,46)	4,8(0,29)	0,3(0,04)	0,2(0,09)	0,0(0,0)	1,2(0,15)	11,3(0,58)	12,5(0,52)
IP	7,0 (0,15)	32,7(7,81)	6,5(0,10)	3,7(0,18)	0,4(0,04)	0,1(0,01)	0,0(0,0)	1,2(0,09)	10,7(0,26)	12,0(0,34)
10-20cm										
AF	6,5 (0,05)	29,9 (5,83)	4,2(0,30)	3,9(0,10)	0,2(0,02)	0,0(0,01)	0,1(0,0)	1,6(0,12)	8,3(0,37)	10(0,46)
F	7,1 (0,08)	0,3 (0,07)	5,0(0,61)	2,9(0,29)	0,2(0,02)	0,0(0,01)	0,0(0,0)	1,2(0,08)	8,2(0,79)	9,4(0,84)
EG	8,6 (0,12)	17,4 (4,27)	6,7(0,19)	6,3(0,99)	0,1(0,01)	1,1(0,21)	0,0(0,0)	0,4(0,09)	14,2(1,29)	14,5(1,30)
NF	6,7 (0,03)	3,9 (2,56)	5,7(0,63)	4,1(0,33)	0,3(0,04)	0,0(0,00)	0,0(0,0)	1,4(0,11)	10,1(0,68)	11,5(0,79)
MI	8,4 (0,15)	12,9 (2,88)	6,7(0,48)	7,5(1,32)	0,2(0,03)	0,8(0,08)	0,1(0,0)	0,4(0,08)	15,2(1,39)	15,6(1,38)
M	6,8 (0,04)	18,2 (2,26)	6,2(0,61)	4,7(0,25)	0,3(0,03)	0,0(0,00)	0,0(0,01)	1,1(0,13)	11,1(0,71)	12,2(0,76)
IP	7,0 (0,11)	14,4 (3,22)	6,5(0,26)	3,9(0,09)	0,3(0,02)	0,1(0,01)	0,0(0,0)	1,1(0,08)	10,8(0,25)	11,9(0,20)

Valores entre parênteses referem-se ao erro-padrão da média. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê; (SB) soma de base; (CTC) capacidade de troca catiônica.

Tabela 3 - Atributos físicos de solos sob diferentes históricos de uso em Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	Ds g cm ⁻³	Argila	Areia g kg ⁻¹	Silte	Classificação textural
			0-5cm		
AF	1,23	99,29	566,56	334,15	Franco Arenosa
F	1,27	78,96	679,07	241,97	Franco Arenosa
EG	1,32	119,87	506,27	373,86	Areia Franca
NF	1,28	49,87	712,36	237,77	Franco Arenosa
MI	1,03	99,31	580,58	320,11	Franco Arenosa
M	1,16	98,20	560,52	341,28	Franco Arenosa
IP	1,15	55,77	699,39	244,84	Franco Arenosa
			5-10cm		
AF	1,17	139,86	488,50	371,64	Areia Franca
F	1,28	119,96	638,57	241,47	Franco Arenosa
EG	1,5	129,77	558,42	311,81	Franco Arenosa
NF	1,34	68,63	688,81	242,56	Franco Arenosa
MI	1,38	119,26	531,31	349,43	Franco Arenosa
M	1,25	99,17	582,91	317,93	Franco Arenosa
IP	1,16	74,72	671,59	253,68	Franco Arenosa
			10-20cm		
AF	1,19	138,02	497,26	364,72	Areia Franca
F	1,25	88,83	664,84	246,33	Franco Arenosa
EG	1,47	169,78	465,20	365,02	Areia Franca
NF	1,2	119,81	605,03	275,16	Franco Arenosa
MI	1,19	129,91	503,25	366,84	Areia Franca
M	1,25	99,41	602,42	298,17	Franco Arenosa
IP	1,16	115,83	600,72	283,46	Franco Arenosa

(AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê; (Ds) Densidade do solo.

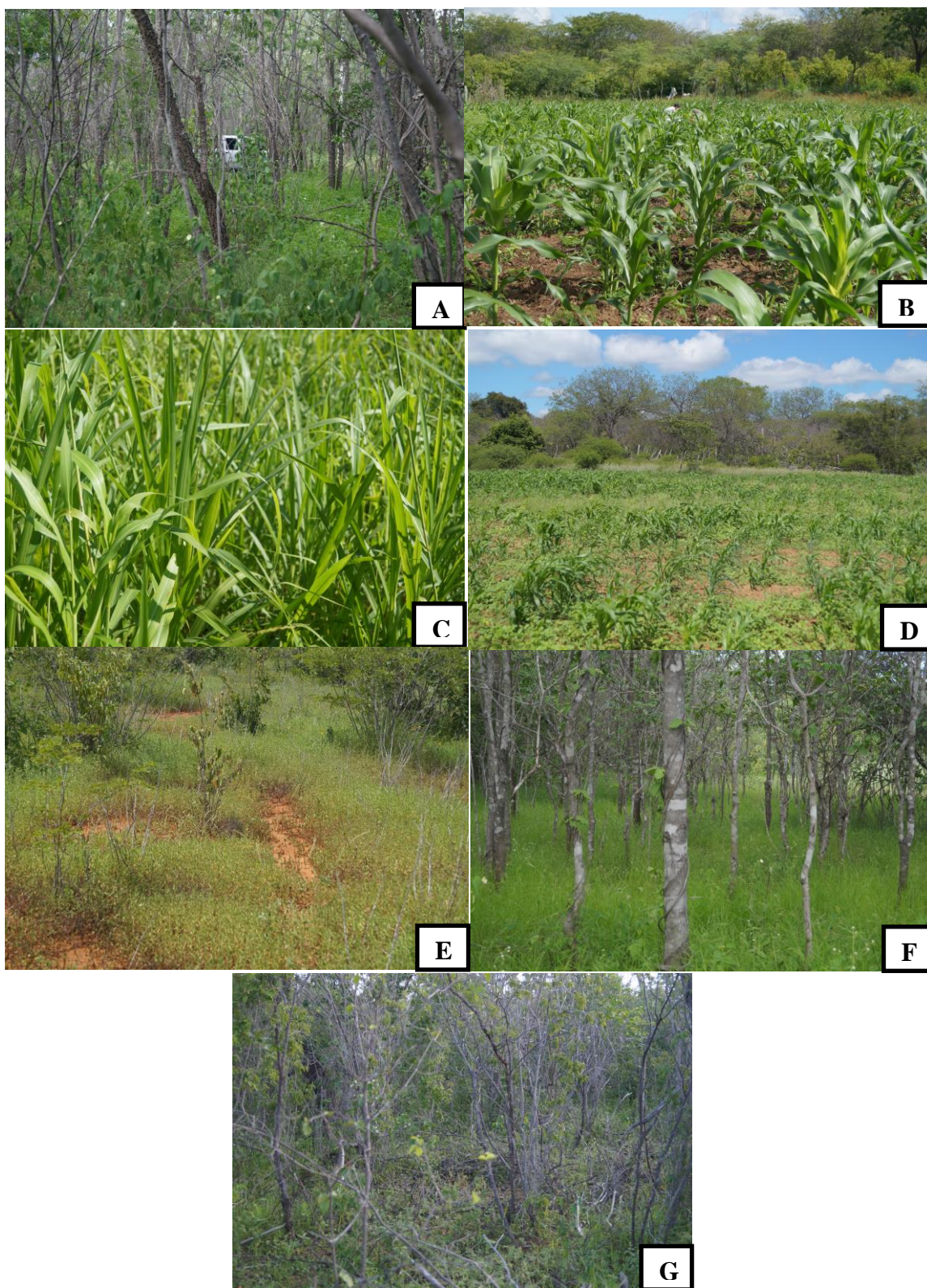


Figura 2. Áreas estudadas no município de Serra Talhada – PE. Cobertura com angico (A); Milho irrigado (B); Capim elefante irrigado (C); Milho não irrigado (D); Área com capoeira (E); Cobertura com plantas de Ipê (F); Caatinga preservada (G).

O COT foi determinado com base na metodologia proposta pela EMBRAPA (2011), através da oxidação via úmida com dicromato de potássio em meio sulfúrico ($K_2Cr_2O_7$) $0,0667 \text{ mol L}^{-1}$, e dosado por titulação com sulfato ferroso amoniacal.

O fracionamento do C foi realizado conforme Chan et al. (2001) com adaptações proposta por Mendonça e Matos (2005). Esse fracionamento resultou em quatro frações com graus decrescentes de oxidação: Fração 1 (F1): CO oxidado com 3 mol L^{-1} de H_2SO_4 ; Fração 2 (F2): diferença do C oxidado por $K_2Cr_2O_7$ em meio ácido com 6 e 3 mol L^{-1} de H_2SO_4 ; Fração 3 (F3): diferença do C oxidado por $K_2Cr_2O_7$ em meio ácido com 9 e 6 mol L^{-1} de H_2SO_4 ; Fração (F4): diferença do COT e o C oxidado por $K_2Cr_2O_7$ em meio ácido com 9 mol L^{-1} de H_2SO_4 . As frações F1 e F2 são consideradas mais lábeis, já F3 e F4 mais recalcitrantes.

Com base nestes resultados e considerando os valores da F1 como representante do carbono lábil do solo (CL), foram determinados: o Índice de Compartimento de Carbono (ICC), que se refere as mudanças no COT entre um sistema agrícola e o sistema de referência ($ICC = COT_{\text{cultivo}} / COT_{\text{referência}}$); o carbono não lábil (CNL = $COT - CL$); a labilidade do C ($L = CL / CNL$); o Índice de Labilidade ($IL = L_{\text{cultivo}} / L_{\text{referência}}$) (CHAN et al., 2001).

O N e C elementar foram determinados via combustão a uma temperatura de 925°C em analisador elementar CHNS-O (Perkin Elmer PE-2400). Para realização da análise foi utilizado aproximadamente 3 mg de amostra de solo. O padrão de referência utilizado foi a acetonalamida (C= 71,09%, H= 6,71%, N= 10,36%), sendo o equipamento padronizado a cada vinte amostras. Com base nos resultados foram calculados a razão C/N e os estoques de C e N, utilizando-se a densidade do solo para cada camada amostrada, de acordo com expressão:

$$\text{Estoque (t ha}^{-1}\text{)} = D_s A Q$$

Onde:

D_s , densidade do solo em g cm^{-3}

A, espessura da camada amostrada em cm

Q, concentração do elemento

Para a avaliação do carbono mineralizado (C-CO₂), utilizou-se o método proposto por Mendonça e Matos (2005) adaptado por Loss et al. (2013). Foram pesados

30 g de TFSA e colocados em recipientes de plásticos de 500 cm³, com fechamento hermético, a temperatura média 25 °C, sendo a umidade do solo ajustada para 65 % da capacidade de campo. A avaliação foi realizada em intervalos de 24 h nos primeiros 7 dias; a cada 48 h entre o 8º e o 17º dia; e a cada 96 h entre o 18º e 32º dia.

Para determinar o C solúvel em água (CSA) colocou-se 10 g de solo em tubos de centrifugação, adicionou-se 20 mL de H₂O, e agitou-se a suspensão por 15 min em agitador horizontal. Posteriormente, foi centrifugada a 1500 g por 10 min e, filtrada em papel de filtro quantitativo. A determinação do CSA foi feita por colorimetria (BARTLETT e ROSS, 1988).

Para a extração e o fracionamento químico da MOS foi utilizada a técnica de solubilidade diferencial (SWIFT, 1996), conforme técnica adaptada por Benites et al. (2003). Obtendo-se o carbono orgânico na fração ácidos fúlvicos (C-FAF), fração ácidos húmicos (C-FAH) e humina (C-HUM). A determinação quantitativa do CO nas frações C-FAF e C-FAH foram feitas usando-se alíquotas de 5,0 ml de extrato, em que se adicionaram 1,0 ml de dicromato de potássio 0,042 mol L⁻¹ e 5,0 ml de H₂SO₄ concentrado, em bloco digestor a 150°C (30 min) e titulação com sulfato ferroso amoniacal 0,0125 mol L⁻¹. O CO na fração HUM foi realizado após secagem do material em estufa à 65°C, sendo adicionando 5,0 ml de dicromato de potássio 0,1667 mol L⁻¹ e 10,0 ml de H₂SO₄ concentrado, em bloco digestor a 150°C (30 min) e a titulação foi feita com sulfato ferroso amoniacal 0,25 mol L⁻¹. A partir dos resultados, foram calculadas as relações entre as frações húmicas (C-FAH/C-FAF), e a relação entre o C do extrato alcalino com o C da fração humina (EA= C-FAF + C-FAH/ C-HUM).

O carbono da biomassa microbiana (CBM) foi determinado através do método de irradiação das amostras de solo, que tiveram sua capacidade de campo ajustada para 60-70% da capacidade de campo, colocando-as para secar por uma noite, no caso de solos argilosos, e 40 minutos de aclimação para solos arenosos. A amostra foi extraída com K₂SO₄ 0,5 mol L⁻¹, em uma relação de 8:2 (extrator:solo), sendo o carbono dos extratos determinados por colorimetria (BARTLETT E ROSS, 1988). A partir do teor do CBM e o teor do carbono orgânico total (COT), calculou-se o quociente microbiano (qMIC), pela razão (CBM/COT)/10 (SPARLING, 1992).

A estrutura de microrganismos do solo, foi determinada através da análise de perfis de ácidos graxos (FAMEs), utilizando-se cromatografia gasosa de acordo com a metodologia proposta por Fernandes e Chaer (2010) adaptado do procedimento de Schutter e Dick (2000). Para extração pesou-se 3g de solo na umidade de campo em um tubo de centrífuga. Adicionou-se 15ml de uma solução de KOH (0,2 M) preparada em metanol. Em seguida, homogeneizou-se o conteúdo dos tubos em um agitador tipo vortex por 15s. Os tubos foram colocados em banho-maria a 37°C por 1 hora, homogeneizando-se a cada 10 minutos. Após esse período, os tubos foram retirados do banho-maria e adicionados 3 ml de ácido acético (1M) e homogeneizados. Em seguida, adicionou-se 10 ml de hexano para promover a partição das fases orgânica e aquosa e homogeneizou-se em vortex. Posteriormente, os tubos foram centrifugados por 10 minutos a 480 x g e transferiu-se para tubos de ensaio a fase orgânica em hexano com auxílio de uma pipeta. O hexano contendo os FAMEs foram secos a 37°C sob N₂ ultrapuro em concentrador modelo Biotage Tubovap LV. Logo após, o FAMEs foi ressuspendido com hexano e transferido para um tubo de cromatografia âmbar (Vials).

A identificação dos FAME foi realizada por cromatografia gasosa com detector de massas GC-MS (Shimadzu GCMS-QP2010 Plus). Amostras de 1 µL foram injetadas em modo split (1:50), usando um auto injetor (Shimadzu AOC-20i). Foram separados em coluna capilar de sílica fundida de 30 m (ELITE-5 0,25 mm x 0,25 µm, HP), usando He ultra-puro como gás de carreamento. A temperatura da coluna foi programada a partir de 150° C por 1 minuto e a rampa de 4° C por minuto até 250° C por 5 minutos. A fonte e interface de temperatura foram de 250° C e 280° C, respectivamente. Os modelos de calibração foram determinados por injeção de diferentes concentrações de uma solução padrão (Bacterial Acid Methyl Ester-BAME, Supelco 47080-U).

Os marcadores moleculares para os ácidos graxos foram descritos por Frostegard et al. (1996). Os números de FAMEs detectados no extrato de solo foram: i-C15:0; a-C15:0; i-C16:0, i-C17:0 para bactérias Gram-positivas (Bradley et al., 2006; Blaud et al., 2012); C12:0 2OH; C12:0 3 OH; C14:0 20H; C14:0 OH; C16:1(9)cis; C17:0(9,10)cis; C16:0 2OH; cisC19:0 para bactérias Gram-negativas (Meriles et al., 2009; Blaud et al., 2012); C18:2(9,12)cis; C18:1(9)cis para fungos saprofitos (Bradley et al., 2006); C14:0; C15:0; C16:0; C17:0; C18:0 não específicos (Bradley et al., 2006; Blaud et al., 2012).

Os resultados foram submetidos à análise de variância (ANOVA). As médias comparadas pelo teste LSD-student a 5% de probabilidade, para caracterizar as diferenças entre as diferentes coberturas vegetais e históricos de usos. As análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa computacional Sistema para Análise de Variância - SISVAR (FERREIRA, 2003).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os teores de COT foram alterados significativamente em função dos sistemas de manejo (Tabela 4). Na profundidade de 0-5 cm verifica-se maior teor de COT em cobertura com IP (2,75 dag kg⁻¹), seguido pela floresta nativa nas profundidades seguintes com 1,78 e 1,44 dag kg⁻¹, respectivamente. As maiores deposições de resíduos vegetais nessas áreas explicam tais resultados. Menezes et al., (2012) encontraram valores médios de COT no bioma Caatinga em torno de 9,3 g/kg⁻¹ maiores para valores encontrados para as coberturas com EG, MI e NF na profundidade de 10-20 cm neste trabalho, que é justificável em função do manejo pouco conservacionista adotado nessas áreas (SOUZA et al., 2014).

Nas frações oxidáveis do C, verifica-se que os sistemas de manejo com coberturas AF, F e IP obtiveram maiores valores sobre as demais áreas para todas profundidades, exceto na fração F4 nas camadas de 5-10 e 10-20 cm, respectivamente (Tabela 4).

Em geral, a F1 apresentou os maiores teores de C, sugerindo a presença de compostos orgânicos de fácil mineralização, corroborando os resultados encontrados por Maia et al. (2007) que verificaram no sistema convencional diminuição do C na fração F1 em 50,6%, em relação a área de referência com mata nativa, que obteve um estoque de 8,12 Mg ha⁻¹.

A fração F2 apresentou maiores teores na cobertura com IP nas profundidades de 0-5 cm e 10-20 cm, respectivamente. Resultado que pode ser refletido também na F4 para a profundidade de 0-5 cm, onde encontra-se um teor de C de 0,83 dag kg⁻¹. Enquanto que, na fração F3, a área F apresentou maiores teores de C. Estes resultados mostram que os manejos empregados nessas áreas contribuem para o favorecimento do acúmulo de C nas diferentes frações.

Rangel et al. (2008) observaram que as maiores concentrações de C nas frações F1 e F2 prevalecem para áreas onde há maiores entradas de MO por meio de resíduos vegetais, estando esse aumento relacionado com a fração leve livre da MOS.

Pode-se inferir que a soma das frações F3 + F4 nos sistemas de uso com ipê (0-5cm) e a floresta nativa (5-10 e 10-20 cm) conferem maior estabilidade química resultante da humificação da MOS e, conseqüentemente, melhor estrutura do solo. Enquanto que, a somas das frações F1+F2, conferem a cobertura com AF em todas as profundidades, e no IP na camada de 0-5 cm maior disponibilidade de nutrientes, assim como formação de macroagregados (CHAN et al., 2001).

Tabela 4 - Carbono orgânico total e frações de carbono oxidáveis em solos sob diferentes coberturas vegetais e históricos de usos em Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	COT	F1	F2	F3	F4	F1+F2	F3+F4
----- dag kg ⁻¹ -----							
0-5cm							
AF	1,83 <i>bc</i> (0,07)	0,91 <i>a</i> (0,06)	0,36 <i>b</i> (0,11)	0,49 <i>b</i> (0,04)	0,06 <i>d</i> (0,02)	1,27 <i>a</i> (0,05)	0,56 <i>d</i> (0,05)
F	1,99 <i>b</i> (0,23)	0,45 <i>b</i> (0,11)	0,45 <i>b</i> (0,11)	0,89 <i>a</i> (0,10)	0,20 <i>cd</i> (0,09)	0,90 <i>b</i> (0,17)	1,09 <i>ab</i> (0,07)
EG	1,60 <i>bed</i> (0,08)	0,42 <i>b</i> (0,02)	0,22 <i>b</i> (0,03)	0,52 <i>b</i> (0,08)	0,42 <i>bc</i> (0,04)	0,64 <i>bc</i> (0,05)	0,95 <i>bc</i> (0,07)
NF	1,18 <i>d</i> (0,12)	0,28 <i>b</i> (0,06)	0,26 <i>b</i> (0,03)	0,34 <i>b</i> (0,05)	0,28 <i>bed</i> (0,05)	0,55 <i>c</i> (0,07)	0,63 <i>cd</i> (0,05)
MI	1,50 <i>cd</i> (0,14)	0,41 <i>b</i> (0,03)	0,31 <i>b</i> (0,04)	0,24 <i>b</i> (0,03)	0,52 <i>b</i> (0,06)	0,73 <i>bc</i> (0,06)	0,76 <i>bed</i> (0,09)
M	1,38 <i>cd</i> (0,12)	0,28 <i>b</i> (0,03)	0,45 <i>b</i> (0,12)	0,24 <i>b</i> (0,06)	0,40 <i>bc</i> (0,13)	0,73 <i>bc</i> (0,09)	0,65 <i>cd</i> (0,13)
IP	2,75 <i>a</i> (0,36)	0,30 <i>b</i> (0,10)	1,09 <i>a</i> (0,11)	0,52 <i>b</i> (0,13)	0,83 <i>a</i> (0,13)	1,39 <i>a</i> (0,05)	1,35 <i>a</i> (0,31)
5-10cm							
AF	1,47 <i>ab</i> (0,07)	0,63 <i>a</i> (0,06)	0,40 <i>a</i> (0,06)	0,40 <i>b</i> (0,05)	0,02 <i>c</i> (0,01)	1,04 <i>a</i> (0,03)	0,43 <i>b</i> (0,05)
F	1,78 <i>a</i> (0,11)	0,33 <i>b</i> (0,04)	0,43 <i>a</i> (0,08)	0,95 <i>a</i> (0,09)	0,05 <i>bc</i> (0,01)	0,77 <i>bc</i> (0,07)	1,01 <i>a</i> (0,10)
EG	1,10 <i>b</i> (0,03)	0,22 <i>b</i> (0,01)	0,19 <i>a</i> (0,02)	0,44 <i>b</i> (0,04)	0,23 <i>abc</i> (0,06)	0,41 <i>e</i> (0,04)	0,68 <i>ab</i> (0,03)
NF	1,22 <i>b</i> (0,12)	0,26 <i>b</i> (0,05)	0,27 <i>a</i> (0,03)	0,30 <i>b</i> (0,03)	0,38 <i>a</i> (0,06)	0,53 <i>cde</i> (0,03)	0,69 <i>ab</i> (0,08)
MI	1,06 <i>b</i> (0,15)	0,26 <i>b</i> (0,05)	0,21 <i>a</i> (0,05)	0,17 <i>b</i> (0,02)	0,41 <i>a</i> (0,10)	0,47 <i>de</i> (0,06)	0,58 <i>b</i> (0,11)
M	1,33 <i>ab</i> (0,10)	0,29 <i>b</i> (0,04)	0,42 <i>a</i> (0,06)	0,31 <i>b</i> (0,15)	0,30 <i>ab</i> (0,06)	0,72 <i>bed</i> (0,05)	0,62 <i>b</i> (0,12)
IP	1,36 <i>ab</i> (0,09)	0,39 <i>b</i> (0,05)	0,43 <i>a</i> (0,04)	0,32 <i>b</i> (0,11)	0,20 <i>abc</i> (0,03)	0,82 <i>ab</i> (0,04)	0,53 <i>b</i> (0,07)
10-20cm							
AF	1,37 <i>ab</i> (0,05)	0,82 <i>a</i> (0,06)	0,22 <i>bc</i> (0,06)	0,17 <i>b</i> (0,03)	0,14 <i>ab</i> (0,03)	1,04 <i>a</i> (0,02)	0,32 <i>b</i> (0,03)
F	1,44 <i>a</i> (0,04)	0,37 <i>b</i> (0,09)	0,17 <i>bc</i> (0,04)	0,85 <i>a</i> (0,10)	0,03 <i>b</i> (0,00)	0,54 <i>c</i> (0,08)	0,89 <i>a</i> (0,10)
EG	0,92 <i>bc</i> (0,06)	0,16 <i>b</i> (0,01)	0,23 <i>bc</i> (0,04)	0,28 <i>b</i> (0,05)	0,24 <i>ab</i> (0,04)	0,40 <i>c</i> (0,04)	0,52 <i>ab</i> (0,04)
NF	0,86 <i>c</i> (0,02)	0,20 <i>b</i> (0,03)	0,19 <i>bc</i> (0,02)	0,29 <i>b</i> (0,03)	0,23 <i>ab</i> (0,04)	0,38 <i>c</i> (0,02)	0,52 <i>ab</i> (0,01)
MI	0,92 <i>bc</i> (0,09)	0,21 <i>b</i> (0,03)	0,16 <i>c</i> (0,08)	0,19 <i>b</i> (0,04)	0,35 <i>a</i> (0,04)	0,37 <i>c</i> (0,05)	0,55 <i>ab</i> (0,05)
M	1,12 <i>abc</i> (0,08)	0,19 <i>b</i> (0,03)	0,42 <i>ab</i> (0,05)	0,26 <i>b</i> (0,05)	0,25 <i>ab</i> (0,09)	0,60 <i>bc</i> (0,03)	0,51 <i>b</i> (0,08)
IP	1,28 <i>abc</i> (0,15)	0,23 <i>b</i> (0,06)	0,59 <i>a</i> (0,04)	0,20 <i>b</i> (0,02)	0,25 <i>ab</i> (0,08)	0,82 <i>ab</i> (0,05)	0,45 <i>b</i> (0,10)

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%. Valores entre parênteses referem-se ao erro-padrão da média. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê; (COT) carbono orgânico total; (F1) C oxidado por K₂Cr₂O₇ em meio ácido de 3 mol L⁻¹ H₂SO₄; (F2) diferença do C oxidado por K₂Cr₂O₇ em meio ácido 6 e 3 mol L⁻¹ H₂SO₄; (F3) diferença

do C oxidado por $K_2Cr_2O_7$ em meio ácido com 9 e 6 mol L^{-1} H_2SO_4 ; (F4) diferença do C oxidado por $K_2Cr_2O_7$ em meio ácido com 12 e 9 mol L^{-1} H_2SO_4 ; (F1+F2) frações lábeis; (F3+F4) frações recalcitrantes.

Os teores de C nas formas lábeis (C_L) no sistema de uso AF diferiu significativamente das demais coberturas para todas profundidades, apresentando teores 0,91, 0,63 e 0,82 dag kg^{-1} , respectivamente (Tabela 5). A proporção C_L/COT também foi maior na área AF atingindo 60,36% na profundidade de 10-20 cm. Quando comparadas as demais áreas com AF, observou-se redução de 56,99, 64,56 e 56, 27% para F, NF e MI, respectivamente; sendo que para M, EG e IP esse percentual atingiu até 70,54%. Na profundidade de 0-5 cm o sistema com IP apresentou uma redução de 77,24% em relação à AF e 57,93% para F na camada de 5-10 cm. Isto indica que a cobertura com angico está aumentando os teores de C lábil do solo em relação aos demais sistemas, através da preservação e recuperação dos estoques de C do solo, particularmente das frações mais lábeis, contribuindo para a melhoria das propriedades do solo e sustentabilidade dos sistemas de produção (BLAIR, 2000). O reservatório lábil de COT representa aproximadamente 45% em solos semiáridos, atribuídas à baixa precipitação, altas taxas de evaporação e secas frequentes, contribuindo para um maior tempo de residência da fração lábil de C (SOUZA et al., 2012).

O conteúdo de carbono não lábil (CNL) apresentou comportamento semelhante e em relação ao uso do solo, no entanto, os usos com IP e F apresentaram maiores valores nas camadas avaliadas. Este resultado indica que o manejo adotado nessas áreas pode contribuir para a formação de compostos orgânicos mais estáveis, atuando como um reservatório de C e nutrientes (BLAIR et al., 1995).

Tabela 5 – Proporção e índices de carbono em solos sob diferentes coberturas vegetais e históricos de usos em Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	CL/COT	ICC	L	IL	CL	CNL
	%	-dag kg ⁻¹ -				
0-5 cm						
AF	50,18 a (4,64)	1,00 b (0,12)	1,10 a (0,17)	4,53 a (0,75)	0,91 a (0,06)	0,92 c (0,10)
F	21,31 bc (3,64)	1,00 b (0,00)	0,28 b (0,06)	1,00 b (0,00)	0,45 b (0,11)	1,54 b (0,16)
EG	26,36 b (0,60)	0,85 bc (0,09)	0,35 b (0,01)	1,80 b (0,41)	0,42 b (0,02)	1,18 bc (0,06)
NF	23,14 bc (2,92)	0,66 c (0,11)	0,31 b (0,05)	1,58 b (0,50)	0,28 b (0,06)	0,90 c (0,08)
MI	27,87 b (1,27)	0,82 bc (0,09)	0,39 b (0,02)	2,08 b (0,58)	0,41 b (0,03)	1,08 c (0,11)
M	20,98 bc (2,51)	0,76 bc (0,08)	0,27 b (0,04)	1,44 b (0,51)	0,28 b (0,03)	1,10 bc (0,11)
IP	11,42 c (3,87)	1,37 a (0,08)	0,14 b (0,05)	1,04 b (0,47)	0,30 b (0,10)	2,45 a (0,32)
5-10cm						
AF	43,27 a (4,57)	0,83 ab (0,01)	0,83 a (0,14)	3,98 a (0,81)	0,63 a (0,06)	0,84 b (0,06)
F	18,20 b (1,32)	1,00 a (0,00)	0,22 b (0,02)	1,00 b (0,00)	0,33 b (0,04)	1,44 a (0,07)
EG	20,23 b (1,55)	0,63 b (0,03)	0,25 b (0,02)	1,23 b (0,17)	0,22 b (0,01)	0,88 b (0,02)
NF	20,81 b (3,76)	0,69 b (0,07)	0,28 b (0,06)	1,31 b (0,31)	0,26 b (0,05)	0,95 b (0,09)
MI	23,18 b (2,43)	0,60 b (0,10)	0,31 b (0,03)	1,41 b (0,19)	0,26 b (0,05)	0,79 b (0,10)
M	20,99 b (1,62)	0,78 ab (0,09)	0,27 b (0,02)	1,20 b (0,09)	0,29 b (0,04)	1,04 ab (0,07)
IP	30,47 ab (5,12)	0,77 ab (0,05)	0,48 ab (0,10)	2,22 ab (0,47)	0,39 b (0,05)	0,96 b (0,11)
10-20cm						
AF	60,36 a (4,23)	0,96 a (0,06)	1,72 a (0,26)	4,79 a (0,88)	0,82 a (0,06)	0,54 b (0,05)
F	25,96 b (7,10)	1,00 a (0,00)	0,52 b (0,22)	1,00 b (0,00)	0,37 b (0,09)	1,07 a (0,12)
EG	17,56 b (0,76)	0,65 bc (0,06)	0,21 b (0,01)	1,66 b (0,70)	0,16 b (0,01)	0,76 ab (0,05)
NF	21,39 b (3,42)	0,60 c (0,02)	0,28 b (0,05)	2,15 b (0,92)	0,18 b (0,03)	0,68 ab (0,03)
MI	26,39 b (4,35)	0,63 bc (0,04)	0,39 b (0,06)	2,53 ab (1,08)	0,21 b (0,03)	0,71 ab (0,13)
M	17,20 b (2,57)	0,78 abc(0,06)	0,21 b (0,03)	1,34 b (0,36)	0,19 b (0,03)	0,93 ab (0,08)
IP	17,78 b (5,05)	0,90 ab (0,11)	0,24 b (0,07)	2,31 b (1,10)	0,23 b (0,06)	1,05 a (0,14)

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%. Valores entre parênteses referem-se ao erro-padrão da média. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê; (CL/COT) proporção de carbono lábil/carbono orgânico total; (ICC) índice de compartimento de carbono; (L) labilidade; (IL) índice de labilidade; (CL) carbono lábil; (CNL) carbono não lábil.

Os estoques de COS variaram de 7,1 a 21,3 Mg ha⁻¹ entre os tratamentos avaliados (Figura 3). Para camada de 0-5 cm foi maior na área de referência (F) (Figura 3A). Não observou-se o declínio dos estoques na camada de 10-20 cm, possivelmente em função da maior espessura analisada, além da translocação do C das camadas mais superficiais, uma vez que a textura arenosa facilita essa movimentação no perfil do solo, tendo a área AF apresentado maior estoque. A adição de MO e a alta decomposição de raízes, conferem a camada superficial do solo maiores estoques de C (LOVATO et al., 2004). Áreas que sofrem ações antrópicas, principalmente, pela ação de implementos, expõe e destroem os agregados da camada revolvida, submetendo-os a temperaturas maiores e permitindo

o ataque microbiano da MO, provocando perdas de C orgânico e, conseqüentemente, redução no estoque do C no solo (COSTA et al., 2008).

A soma dos estoques de C nas diferentes áreas, seguiram a ordem crescente para: AF > MI > EG > F > NF > IP > M (Figura 3). Nota-se que, os estoques encontrados em cultura anuais como na cobertura com MI superam valores encontrados em F e IP. Diferenças de acúmulo de COS pode estar relacionada a espécie vegetal atuante, produção e qualidade da serapilheira e microclima (WASIGE et al., 2014). A umidade do solo na condição de campo por ocasião da coleta, pode ter sido um dos fatores que contribuíram para a manutenção da MOS. Condição esta que pode ter favorecido a redução da taxa de mineralização na cobertura com AF. Por outro lado, a aplicação de esterco de ovelha na área MI, o qual possui uma relação C/N média de 24/1 (FIGUEIREDO et al., 2012), servindo de fonte de CO para atividade de decomposição microbiana e imobilização de N do solo. A aplicação de fontes de N pode aumentar o C do solo, porém, é relevante a disponibilidade de água no solo (LUO et al., 2010). Fallahzadeh e Hajabbasi (2012) citam que a irrigação e fertilização em sistemas intensivos de produção em regiões áridas também podem melhorar a qualidade do solo, uma vez que estas práticas resultam em maiores teores de MOS. Oliveira et al. (2015) encontraram maiores estoques de C em áreas de culturas perenes irrigadas em comparação com a mata nativa no semiárido cearense, estando esse aumento associado a maior deposição de resíduos de colheita, aliado a pouca perturbação do solo.

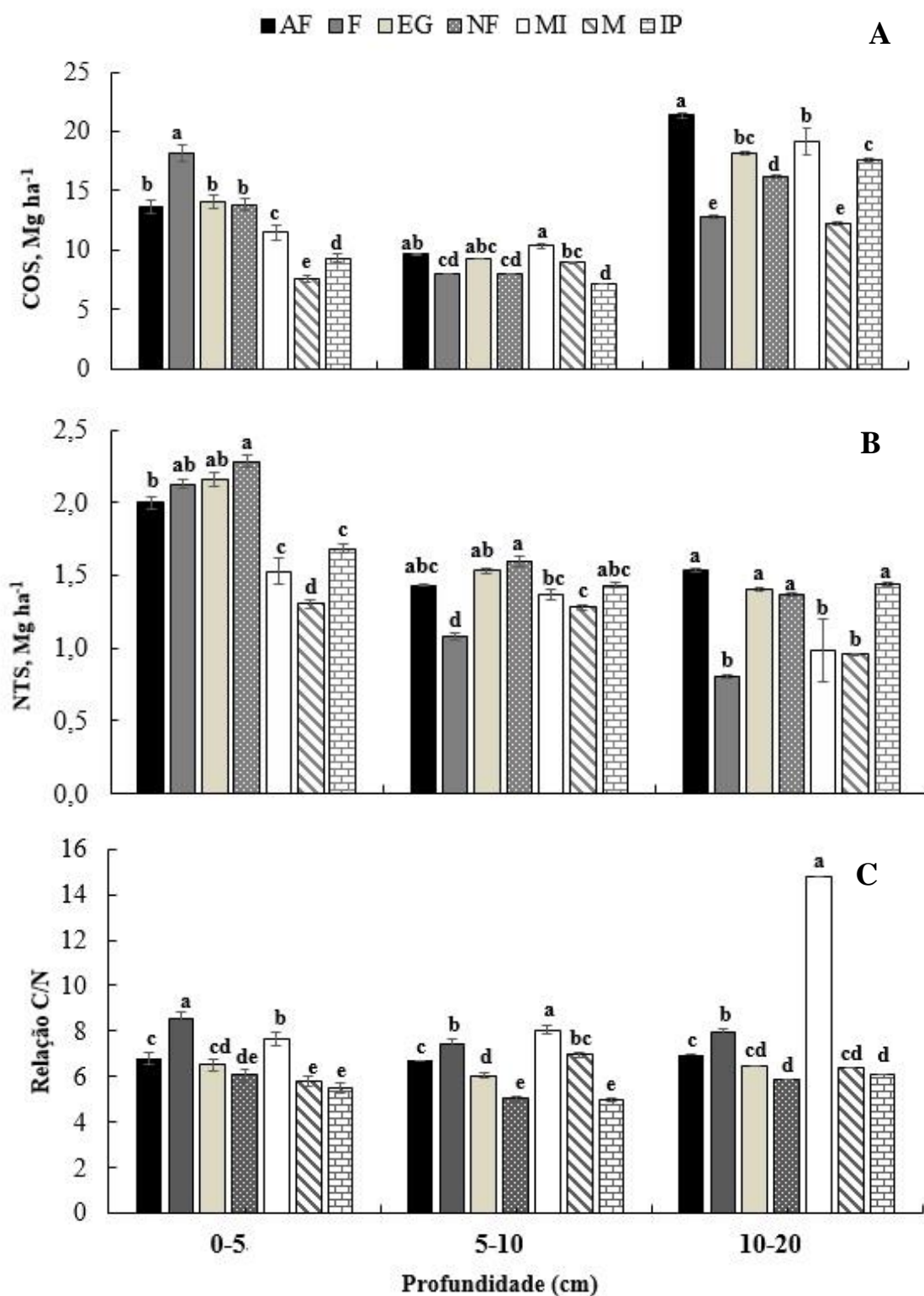


Figura 3. Estoques totais carbono-COS (A) e nitrogênio-NTS (B); e relação C/N (C) nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê. Médias seguidas de mesma letra na coluna em cada profundidade não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%.

Por outro lado, a área com M evidenciou o efeito do preparo do solo na redução do estoque de C. Baixa adição de biomassa vegetal ao solo, remoção de resíduos de culturas e práticas de manejos convencionais em sistemas de produção agrícola contribuem para perdas de C do solo (BAKER et al., 2007; SMITH, 2007). Resultados também observados por Rangel e Silva (2007), avaliando os estoques de C e N, observaram menores estoques até a profundidade de 40 cm em área com milho em sistema convencional. Sabe-se que o preparo do solo desagrega e libera o C ocluso nos agregados (SIX et al., 2000); essa liberação impede a formação de microagregados estáveis ricos em COS, que por sua vez, afeta sua estabilização (RABBI et al., 2014). Sharma et al. (2014), avaliando quatro diferentes sistemas de usos, observaram que houve um decréscimo no estoque de C em até 25% para solos degradados, sendo ainda mais acentuado em áreas agrícolas, indicando que o desmatamento ou a conversão de vegetação nativa para uso agrícola promoveram perdas de até 12,4 Mg ha⁻¹.

As diferentes coberturas influenciaram os estoques de NT (Figura 3B) nas somas das camadas avaliadas na seguinte ordem: NF > EG > AF > IP > F > MI > M. Entretanto, os maiores estoques foram observados na camada superficial, com valores de até 2,3 Mg ha⁻¹ para NF. Os dados indicam que a baixa ação antrópica nessa área pode ter provocado esse maior acúmulo. Freibauer et al. (2004) constataram que após 50 anos de aração, os estoques de C e N foram reduzidos em 21 e 10%, respectivamente, quando comparados a sistemas silvopastoril.

A relação C/N apresentou um menor valor de 4,99 na cobertura com IP na profundidade de 5-10 cm e maior de 14,8 em MI na camada de 10-20 cm (Figura 3C), com valores médios abaixo de 8,0 para demais áreas. Tais resultados podem estar associados a presença de fragmentos de rocha observados nessas áreas, e refletidos diretamente nos estoques de C e N, subestimando os valores encontrados. Diversos fatores podem influenciar essa relação, Czycza (2009) estabelece que, na maioria dos casos, essa variação fica entre 10,0 e 13,0. Rossi (2013) verificou uma relação C/N variando de 14,0 a 21,9 em áreas com cana-de-açúcar sob diferentes tempos de cultivo, pastagem e cerrado; sendo observados os maiores valores em áreas de cana com 5 anos de idade na camada de 10 cm.

A redução do estoque de C foi expressiva na profundidade de 0-5 cm (Figura 4). A área com M apresentou maior redução no estoque de C $10,5 \text{ Mg ha}^{-1}$, sendo equivalente a 58,01% em relação a F, seguida pela área de IP e MI com 49,17 e 37,01%, respectivamente. A redução do estoque de C do solo em M e MI pode estar relacionada ao tempo de uso do solo sob manejo convencional. Este histórico associado à baixa adição de material orgânico no solo pelas plantas promovem o aumento da perda de C em virtude dos processos de oxidação da MO (LEITE et al., 2004). Enquanto que, a cobertura com IP, por apresentar uma fração mais resistente na camada de 0-5 cm (Tabela 4), contribui para que esses estoques sejam de difícil quantificação, em virtude da rápida mineralização dos compostos de C para formas mais recalcitrantes, podendo ainda está associada a capacidade de diferentes comunidades microbianas em utilizar de forma preferencial substratos de C simples ou mais complexos (WALDROP e FIRESTONE, 2004).

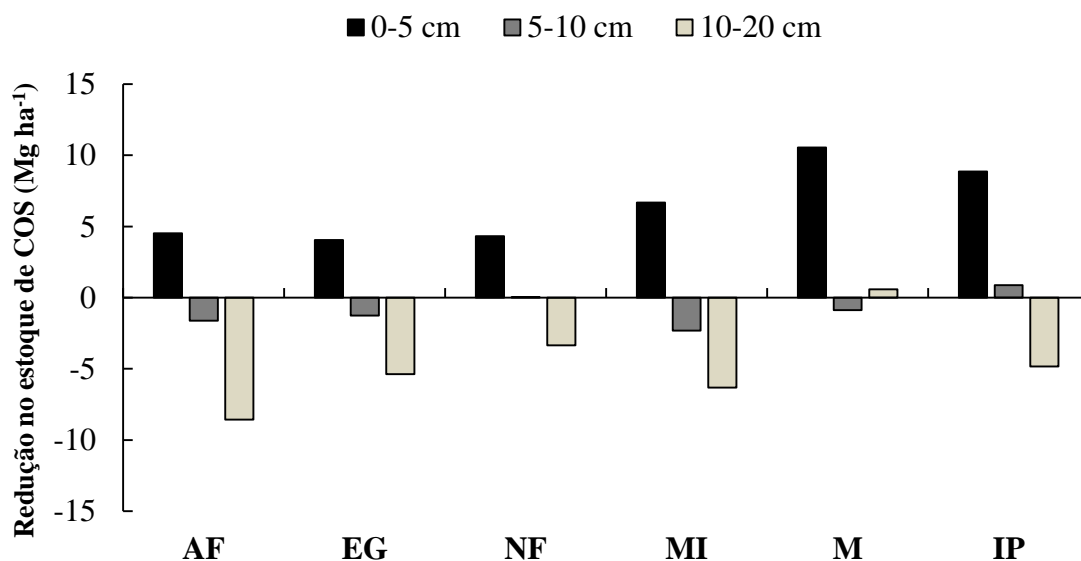


Figura 4. Redução nos estoques de carbono avaliados nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. (AF) Floresta com angico; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

Os sistemas de uso alteraram os teores de CSA significativamente (Figura 5), os maiores teores foram verificados na área com EG ($41,12$ e $36,30 \text{ mg kg}^{-1}$ em 0-5 e 10-20 cm de profundidade, respectivamente) não diferindo de F. Os menores teores

variaram de 13,64 a 17,53 mg kg⁻¹ nas áreas com M em todas as profundidades, no entanto não diferiram das áreas AF, NF e IP.

O CSA indica a fase inicial de degradação dos resíduos orgânicos adicionados ao solo, onde matérias insolúveis sofrem hidrólise, originando compostos solúveis em água como aminoácidos, monossacarídeos, dissacarídeos e diversos outros (SOUZA e MELLO, 2003). Desta forma, os maiores teores encontrados nas áreas de EG e F estão associadas a maior deposição de resíduos vegetais, exsudatos e raízes, principalmente na área com capim elefante, onde verificou-se uma densa camada de raízes. Esses fatores favorecem um aumento e diversificação da população microbiana e solubilização de compostos orgânicos (KANCHIKERIMATH e SINGH, 2001). Por outro lado, o baixo teor de CSA pode indicar a dificuldade no ataque inicial por parte das enzimas produzidas pelos microrganismos (PORTUGAL et al., 2008).

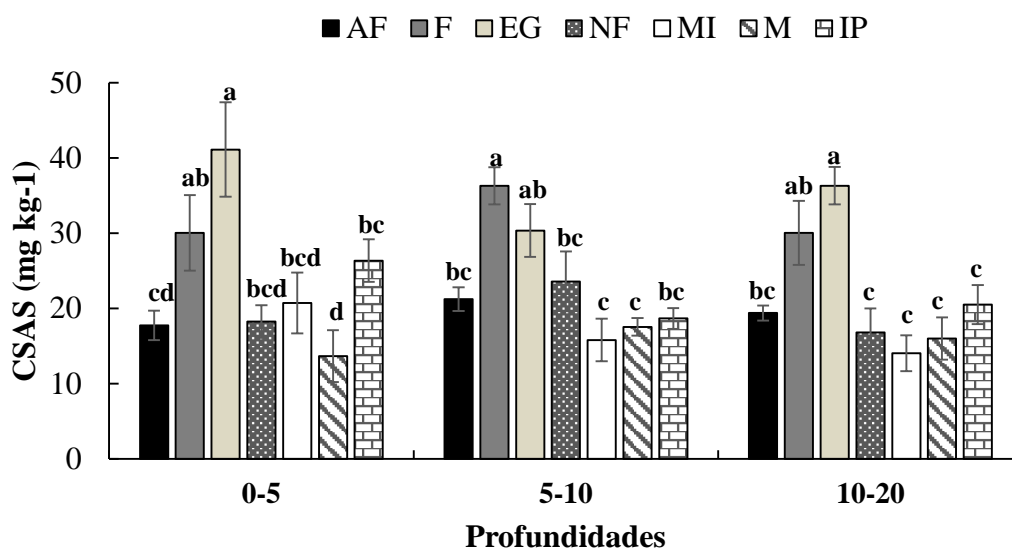


Figura 5. Carbono solúvel em água (CSA) avaliados nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. Médias seguidas de mesma letra na coluna em cada profundidade não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

Portugal et al. (2008), avaliando os estoques de carbono em Argissolo distrófico sob diferentes usos agrícola, verificaram que os teores de CSA, C da biomassa microbiana e MO variaram significativamente entres os diferentes sistemas de uso (seringal, citros, pastagem e mata secundária), obtendo-se valor máximo de 202,54 mg

kg⁻¹ para mata. Resultados semelhantes foram verificados por Pessoa et al. (2012), avaliando alterações nas frações de CO em Latossolo húmico em sistemas de mata nativa, capoeira, pasto e culturas de ciclo curto, sendo que os menores teores foram observados em solos de culturas de ciclo curto.

Os teores de C nas frações humificadas variaram de 0,80 a 29,63 g kg⁻¹ nas diferentes frações húmicas (tabela 6). Os maiores teores de C nas frações ácidos húmicos foram encontrados nas coberturas com AF e IP, na profundidade de 0-5 cm. Mantendo-se essa mesma tendência para as profundidades seguintes. Para a fração ácidos fúlvicos, o AF e MI obtiveram maiores teores na profundidade de 0-5cm, mantendo-se a cobertura com AF superior nas camadas de 5-10 e 10-20 cm. Para a fração humina, nota-se que IP e EG em 0-5 cm possuem os maiores teores, seguido-se o mesmo padrão nas demais profundidades.

Os baixos valores de C-FAF indicam um baixo nível de humificação da MOS, típicos de ambientes semiáridos que restringe a atividade microbiana e o processo de humificação (CANELLA et al., 2003; SILVA E MENDONÇA, 2007). Os resultados atuais corroboram os de Maia et al. (2007) e Souza et al. (2012) em solos da região semiárida brasileira. A predominância da fração C-FH em todas as coberturas e profundidades avaliadas, pode ser relacionada com uma forte interação com a fase mineral do solo, contribuindo para maior permanência dessa fração no solo (STEVENSON, 1994). Todavia, as frações C-FAF e C-FAH são menos estáveis, favorecendo seu transporte, polimerização ou processos de mineralização, reduzindo seus conteúdos no solo (LEITE et al., 2003). Além disso, os solos das áreas apresentaram baixo conteúdo de argila, fração responsável por formar complexos com a MO estabiliza-la no sistema.

Tabela 6. Teores de carbono nas frações ácidos húmicos (C-FAH), ácidos fúlvicos (C-FAF) e humina (C-HUM) nas diferentes coberturas vegetais e históricos de usos em Serra Talhada, Pernambuco

Áreas	C-FAH	C-FAF	C-HUM
0-5 cm			
AF	5,84 a (0,38)	3,60 a (0,44)	14,78 d (0,89)
F	3,65 bcd (0,29)	2,82 bc (0,13)	18,86 c (1,17)
EG	2,86 cd (0,23)	1,64 d (0,09)	26,11 b (0,58)
NF	2,80 d (0,15)	2,37 bcd (0,09)	12,86 d (0,83)
MI	4,06 bc (0,28)	3,04 ab (0,21)	15,91 cd (1,02)
M	4,19 b (0,29)	2,18 cd (0,16)	19,38 c (1,04)
IP	5,55 a (0,29)	2,76 bc (0,10)	29,63 a (1,38)
5-10cm			
AF	3,71 ab (0,33)	3,20 a (0,24)	11,29 c (0,61)
F	2,94 bc (0,26)	3,03 ab (0,16)	17,43 a (1,76)
EG	2,98 b (0,30)	0,97 e (0,06)	18,51 a (0,40)
NF	2,15 c (0,25)	2,20 bc (0,21)	13,75 bc (0,39)
MI	2,26 c (0,05)	2,47 bc (0,20)	10,80 c (0,76)
M	2,44 c (0,13)	1,55 de (0,12)	16,43 ab (1,25)
IP	4,27 a (0,25)	1,89 cd (0,18)	18,21 a (0,96)
10-20cm			
AF	3,14 a (0,24)	3,02 a (0,18)	10,36 c (0,99)
F	2,38 bcd (0,12)	2,21 b (0,14)	14,78 ab (0,64)
EG	2,02 bc (0,07)	1,06 c (0,17)	15,39 a (0,25)
NF	0,95 d (0,12)	2,16 b (0,13)	11,59 bc (0,89)
MI	0,80 d (0,10)	2,43 b (0,17)	6,60 d (0,26)
M	1,91 cd (0,13)	1,37 c (0,05)	13,90 abc (0,92)
IP	2,52 ab (0,14)	1,24 c (0,08)	13,34 abc (0,90)

Valores entre parênteses referem-se ao erro-padrão da média. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê;

Os diferentes usos do solo alteraram os estoques de C nas frações ácidos fúlvicos (C-FAF), ácidos húmicos (C-FAH) e humina (C-HUM) de maneiras diferentes entre os sistemas de uso (Figura 6).

Para o C-FAF, AF apresentou os maiores estoques de C em todas as profundidades, representando 2,20, 1,87 e 3,59 t ha⁻¹ nas profundidades de 0-5, 5-10 e 10-20 cm, respectivamente (Figura 6A). Observou-se menores estoques de C-FAF nas áreas com EG, MI, IP nas diferentes profundidades. Verifica-se que essa fração apresenta menor estabilidade, fazendo com que ocorra uma movimentação no perfil do solo, acumulando-se em profundidade (LEITE et al., 2003).

Cabe salientar que, em áreas que houve preparo do solo, como é o exemplo do cultivo com milho, os estoques de C-FAF chegaram a equivaler-se aos sistemas de uso

com angico e floresta nativa. A maior decomposição da MOS, em razão da maior entrada de O₂ pelo revolvimento do solo, pode contribuir para o aumento da atividade microbiana, acelerando o processo de humificação da MOS e, conseqüentemente, liberação de ácidos hidrossolúveis, originando os ácidos fúlvicos livres (CUNHA et al., 2001).

De maneira geral, houve uma variação nos estoques C-FAH entre as diferentes áreas e profundidades (Figura 6B). Porém, nas coberturas com menor ação antrópica, verificam-se os maiores estoques dessa fração. Na camada de 0-5 cm os maiores estoques foram verificados nas áreas com AF e IP, que apresentaram 3,58 e 3,19 t ha⁻¹, respectivamente. Na profundidade de 10-20 cm, verificou-se um estoque de 3,73 t ha⁻¹ para AF, enquanto que os sistemas de uso com MI e NF apresentaram menores estoques. Nota-se que, a alta disponibilidade de cobertura na área, assim como a qualidade do resíduo da vegetação com angico, pode ter promovido maior acúmulo de C-FAH. Por outro lado, o menor acúmulo no solo com MI e NF pode está relacionado com o processo de degradação da área ou baixos aportes de biomassa vegetal (CAMPOS et al., 2013).

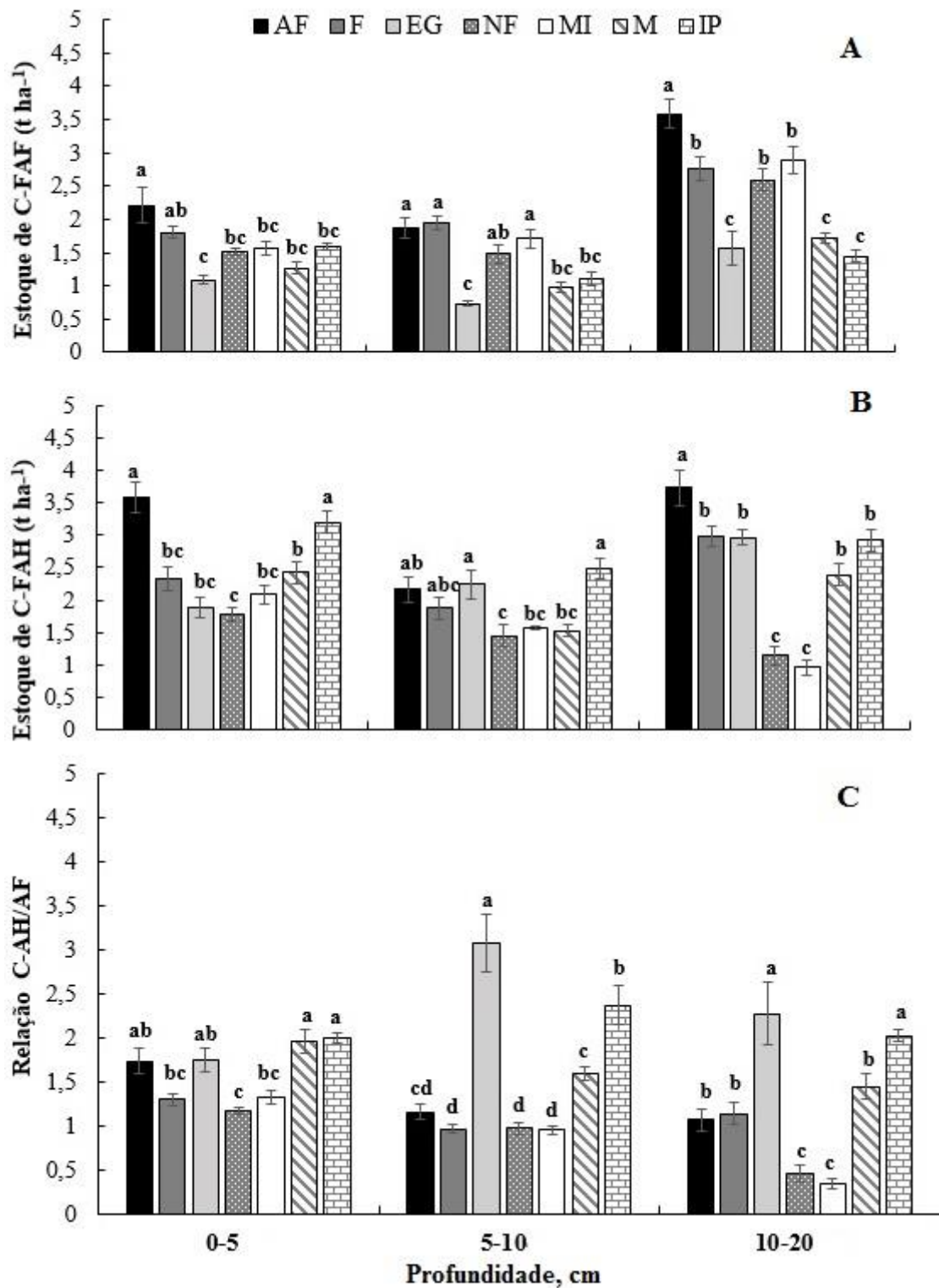


Figura 6. Estoques de carbono na fração ácidos fúlvicos (C-FAF) (A) e na fração ácidos húmicos (F-FAH) (B); e relação carbono da fração ácidos húmicos/ ácidos fúlvicos (C-FAH/FAF) (C) nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê. Médias seguidas de mesma letra na coluna em cada profundidade não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%.

Estes resultados corroboram dados verificados por Loss et al. (2010) que, quantificando o carbono das substâncias húmicas em sistemas de convencionais, plantio direto, consorciado e sistemas agroflorestais, verificaram que o impacto do plantio convencional contribui para a redução do C-FAH. No entanto, os autores também apontam que manejo do solo com menor perturbação no sistema promove maior polimerização de compostos húmicos, possibilitando um aumento do C-FAH em relação ao C-FAF.

A relação entre os teores de C na FAH/FAF indica a maior mobilidade do C no solo (BENITES et al., 2003). Verificou-se na camada de 0-5 cm que todas as coberturas apresentaram valores maiores que 1, indicando a perda seletiva da fração mais solúvel (Figura 6C). Porém, nas profundidades de 5-10 e 10-20 cm as coberturas com capim elefante e ipê obtiveram valores de até 3,0, podendo ser explicado pelas condições edafoclimáticas, favoráveis aos processos de polimerização e condensação de compostos orgânicos, promovendo maior acúmulo e formação de C-FAH (EBELING et al., 2011; MACHADO et al., 2014).

Observou-se os menores valores para esta relação C-FAH/FAF na profundidade de 10-20 cm nas áreas com NF e MI, com 0,46 e 0,34, respectivamente (Figura 6C). Nessas condições, valores menores que 1 sinalizam a limitada evolução da MO adicionada, em consequência do manejo, por processos pedogenéticos ou, ainda, por recente aporte de MO, o que favorece a gênese da FAF em relação a FAH (EBELING et al., 2011). Cabe salientar que, a razão C-FAH/FAF é normalmente inferior a 1 em virtude da menor intensidade do processo de humificação, condensação e síntese, conferida à intensa mineralização dos resíduos, limitantes edáficos e reduzidos conteúdos de bases trocáveis à atividade microbiana nos solos (CANELLAS et al., 2002).

Para os estoques de C-HUM verificou-se maiores valores na área com EG nas diferentes profundidades, não diferindo da cobertura com IP na profundidade de 0-5 cm (Figura 7A). Por outro lado, os menores estoques foram verificados no sistema com MI, sendo mais evidenciado na profundidade de 5-10 cm.

Os elevados teores de bases trocáveis (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ e Na^+) da área EG, associado a entrada de MO, menor temperatura do solo e o não revolvimento do solo nessa área pode ter influenciado, dado que nesses ambientes o processo de humificação

dos tecidos lignificados são modificados por demetilação, devido aos baixos processos de insolubilização e neossíntese microbiana, fazendo com que ocorra o predomínio da humina (TAN, 2003). A formação da humina é mais acentuada em ambientes desfavoráveis à atividade microbiana, contribuindo para o seu acúmulo (MILORI et al., 2002).

A maior parte do húmus no solo é composta pela fração humina (CANELLAS et al., 2003; RANGEL e SILVA, 2007). Resultados encontrados por Portugal et al. (2008) apontam uma variação de 64 a 70% de C-HUM em solos com diferentes manejos. Barreto et al. (2008) encontram uma predominância de 33,18% dessa fração em sistemas de uso com mata atlântica, cacau e pastagem. A permanência da humina no solo está atrelada à sua insolubilidade e resistência à biodegradação, originada pela formação de complexos metálicos estáveis ou argilo-húmicos. Cabe salientar que, em sítios de trocas organo-mineral, as frações mais humificadas da MOS tornam-se menos acessíveis aos microrganismos e suas enzimas, desta forma persistem no solo por longo período (LONGO e ESPINDOLA, 2000; SANTOS et al., 2013).

Verificou-se índice < 1 da relação EA/HUM para todas as áreas estudadas (Figura 7B). Esta relação indica iluviação da MO, sendo que quando o valor é < 1 existe uma forte estabilidade e, ou, interação da MO com a fase sólida do solo, com predominância da humina (BENITES et al., 2001; EBELING et al., 2011). Os menores índices foram verificados na cobertura com EG, apresentando redução em profundidade, corroborando os maiores estoques de C-HUM nesta área. Campos et al. (2013) encontraram valores $> 2,0$ em áreas com sistema de plantio direto e $< 1,0$ em sistemas de plantio convencional e cerrado nativo. Valores elevados nessa relação são indicativos do fluxo das frações alcalinos-solúveis na seção transversal do solo, que percolam em função da natureza solúvel da MO, enquanto que a humina, por sua baixa solubilidade, concentra-se nas camadas superficiais (BENITES et al., 2001).

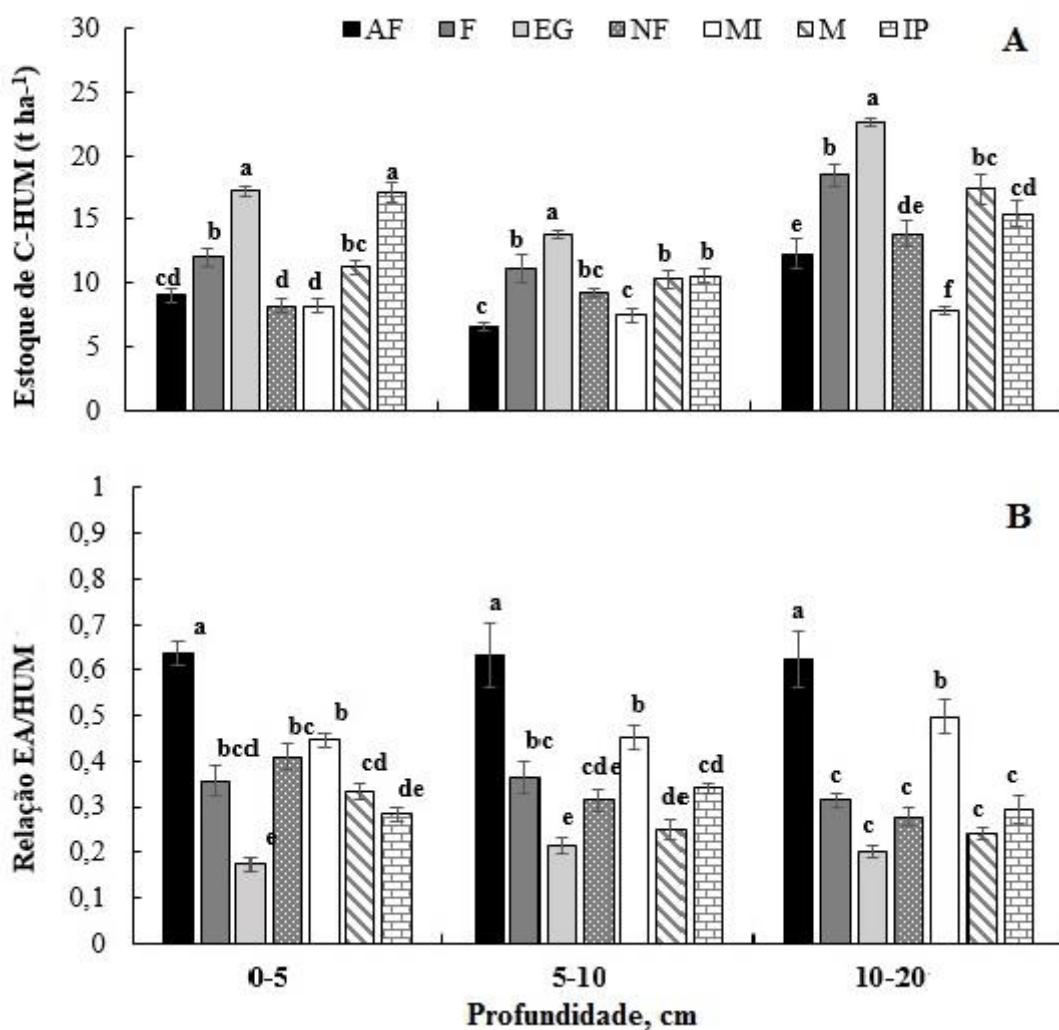


Figura 7. Estoque de carbono fração humina (C-HUM) (A); Relação dos estoques de carbono das frações alcalino-solúveis/humina (EA/HUM) (B) nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. Médias seguidas de mesma letra na coluna em cada profundidade não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

A mineralização acumulada de C mostrou uma relação linear até os 32 dias de incubação nas diferentes profundidades (Figura 8). A média entre os tratamentos de C mineralizado acumulado foi de 1387,4 mg kg⁻¹ na profundidade de 0-5 cm, variando de 1085,92 a 1947,16 mg kg⁻¹ entre as áreas M e EG, respectivamente. Verificou-se uma redução do C mineralizado de 4,64% e 21,03% nas profundidades de 5-10 e 10-20 cm, respectivamente.

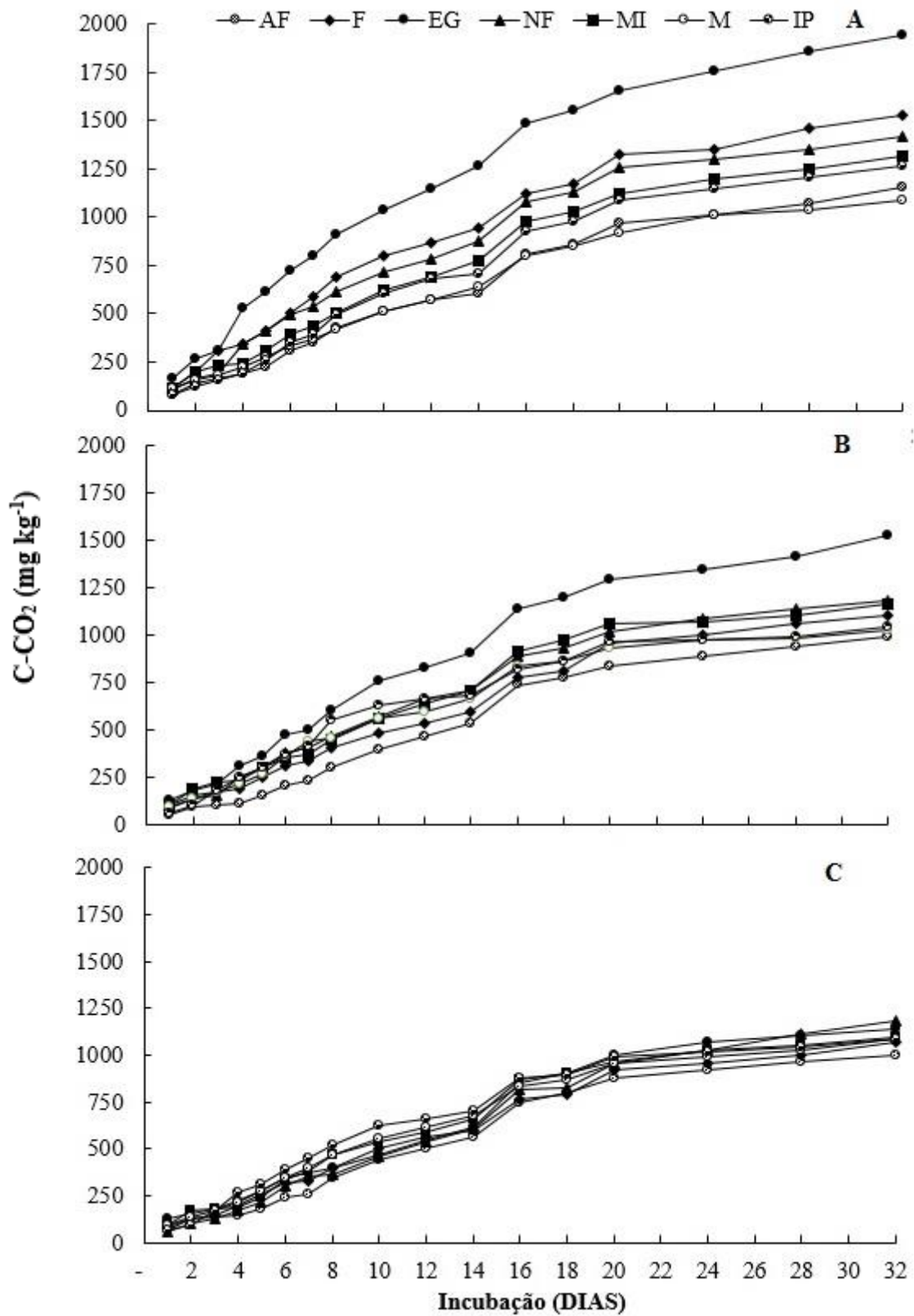


Figura 8. Carbono mineralizado acumulado (C-CO₂) nas profundidades de 0-5cm (A), 5-10cm (B) e 10-20cm (C), durante período de incubação em solos sob diferentes históricos de uso no município de Serra Talhada, PE. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

Verificou-se que não houve decréscimo da quantidade de C acumulado até o período avaliado, demonstrando que ainda havia disponibilidade de substrato orgânico para atividade dos microrganismos. Nota-se que, a cobertura com EG apresentou a maior quantidade e qualidade das fontes de C, sugerindo uma rápida decomposição, através de uma maior atividade microbiana e, conseqüente, disponibilidade de nutrientes para o estímulo de microrganismos heterotróficos.

Diversos estudos demonstram a variação na taxa de mineralização do C e N, evidenciados pelos diferentes manejos do solo. Barreto et al. (2010), avaliando as taxas de mineralização de C e N sob plantações de eucaliptos em diferentes idades, encontraram resultados variando de 606 a 1122 mg kg⁻¹. Gama-Rodrigues et al. (2008) encontraram em apenas 7 dias de incubação valores de CO₂ acumulado em pasto e eucaliptos, correspondentes à 588,7 e 456,4 mg kg⁻¹, respectivamente. Já Dimassi et al. (2014) encontraram valores de C mineralizável acumulado variando de 363 a 1490 mg kg⁻¹ em solos de plantio direto incubado em 262 dias na camada de 0-5cm, atribuindo-se esse alto valor à alta concentração de MO particulada facilmente decomponível. Rosa et al. (2003), avaliando o C mineralizável sob diferentes históricos de usos, encontraram maiores valores para solos com floresta nativa, atribuindo-se esse comportamento à menores oscilações de temperatura interna, umidade e aeração, os quais podem favorecer a comunidade microbiana. Loss et al. (2013), quantificando o C mineralizável em sistemas de plantio direto, integração lavoura-pecuária e cerrado, verificaram que a área de integração lavoura-pecuária promoveu maiores acúmulos de C-CO₂, favorecida pela rotação de culturas, plantas de cobertura e pastejo bovino nessa área.

A concentração de CBM foi influenciada pelos diferentes sistemas de manejo (Figura 9A). Em áreas de floresta nativa, observou-se maior concentração na camada de 0-5 cm (804,73 mg de CBM). Nas profundidades seguintes, essa concentração foi reduzida em 69,50 e 78,32% para NF e IP, respectivamente. Observou-se por vezes, que áreas com milho irrigado se mostrou superior as coberturas com AF e IP, corroborando resultado encontrados por Oliveira et al. (2015) que encontram valores significativamente maiores de CBM em áreas com goiaba e pastagem irrigadas com relação a mata nativa no semiárido. Os autores, associaram esse resultado ao baixo incremento de resíduo vegetal na área de referência, sendo que nas áreas irrigadas a maior disponibilidade de água no solo favoreceu o crescimento da população

microbiana. A falta de um ambiente propício ao desenvolvimento dos microrganismos e o baixo teor de MOS são os principais fatores para o declínio da biomassa microbiana em solos desmatados (ELEFTHERIADIS e TURRIÓN, 2014).

O qMIC variou de 1,29 a 4,42% (Figura 9B). Na profundidade de 0-5 cm as coberturas com F e MI apresentaram melhor eficiência na utilização do C pelos microrganismos, demonstrando assim, maior disponibilidade de substratos. Nota-se que a vegetação nativa promove incorporação de C ao solo, sendo o CBM reflexo desse efeito benéfico no acúmulo de COS (Figura 6). No entanto, a menor eficiência de utilização de C pelos microrganismos foi observada nas coberturas AF e IP na mesma profundidade, demonstrando a presença de MO mais recalcitrante (Tabela 6), assim como por sua baixa relação C/N (Figura 3). Dependendo da qualidade e quantidade dos resíduos das plantas, estes tanto podem acelerar a decomposição e reduzir o armazenamento de CO através da diminuição da eficiência metabólica, como também podem melhorar a decomposição de C existente no solo (MANZONI et al., 2012). Em contrapartida, essa adição pode contribuir para aumentar o armazenamento de C através do aumento da biomassa microbiana ao longo do tempo (LIANG et al., 2011).

O qMIC é bastante variável em função da dinâmica da entrada de COS e sua qualidade e quantidade, condições ambientais e a presença da diversidade e atividade dos microrganismos. Eleftheriadis e Turrión (2014) encontraram qMIC menor em solos florestais em relação a solos cultivados. Villar (2012) encontrou valores de até 6,68% em cobertura com leguminosa guandu-anão em argissolo vermelho. Resultados de até 1,25% foram encontrados por Silva (2012), avaliando indicadores biológicos em Neossolo regolítico cultivado com milho e biofertilizantes fosfatados, indicando uma condição de MO pouco ativa. Moscatelli et al. (2005) e Fließbach et al. (2007) relatam que a adubação aumenta a relação COS/CBM, sendo influenciado pelo estado nutricional do solo e pela quantidade de microrganismos que é fortemente dependente do teor de N, sofrendo uma competição com plantas para este elemento. Os autores, ainda apontam que melhoria na fertilidade causada pelas adubações em áreas cultivadas, explicam o aumento do qMIC em relação a áreas florestais.

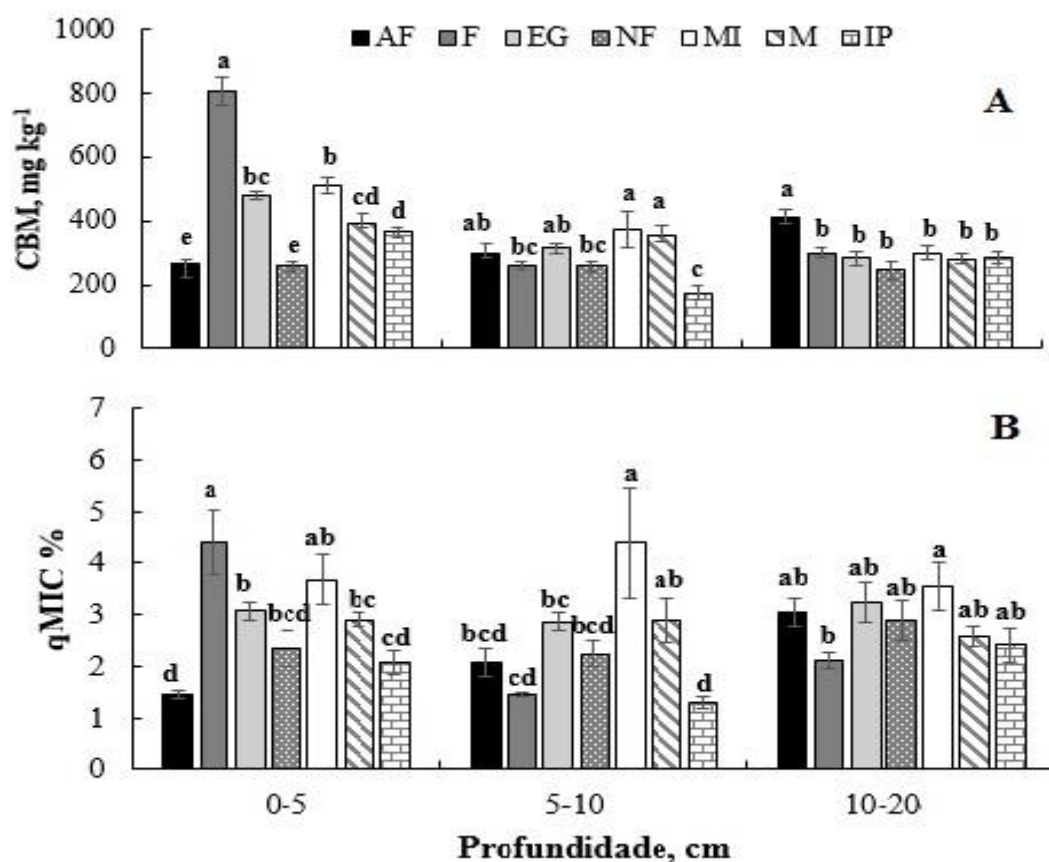


Figura 9. Carbono da biomassa microbiana (CBM (A) Quociente microbiano (qMIC) (B) em solos sob diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. Médias seguidas de mesma letra na coluna em cada profundidade não diferem entre as áreas avaliadas pelo teste LSD-student a 5%. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

A concentração total de PFLA variou de 763,04 a 1190,89 $\mu\text{mol g}^{-1}$ solo nas coberturas com IP e EG, nas profundidades de 5-10 e 0-5 cm, respectivamente (Figura 10). Nota-se que, a cobertura com EG apresentou maiores concentrações de organismos não especificados e uma estrutura de comunidade com valores mais elevados em todas as profundidades avaliadas. Este resultado pode indicar um maior grau de estabilização da MOS, e as comunidades microbianas neste solo podem precisar usar reservatórios de C mais recalcitrantes, em comparação com as comunidades no solo das demais coberturas, permanecendo em um estado estável (ORENES et al., 2013). Martinez et al. (2008) encontraram maiores populações microbianas em solos de pastagem quando comparado com áreas de uso agrícola, com uma notável redução da população de fungos.

Diferentes tipos de florestas, com espécies de árvores específicas, promovem efeitos nas propriedades do solo por deposição de resíduos e exsudatos radiculares específicos da espécie, alterando a quantidade e a qualidade do C (CHENG et al., 2013; HACKENBERGER e HACKENBERGER, 2014), e as exigências nutricionais e processos de decomposição, que, por conseguinte, são capazes de exercer influências importantes sobre a estrutura, função e atividades das comunidades microbianas, criando ambientes de solos distintos (AYRES et al., 2009). As propriedades físico-químicas do solo, assim como a idade da cobertura também são fatores que estão relacionados com o tamanho e atividade da comunidade microbiana (SAAVEDRA et al., 2006; YANG et al., 2010). Ademais, o histórico de uso do solo, é considerado um relevante fator sobre a composição microbiana em relação as propriedades do solo, principalmente em práticas como fertilização, aração e manejo da cobertura vegetal (JANGID et al., 2011).

As diferentes coberturas vegetais apresentaram comportamento semelhantes na estrutura da comunidade microbiana, observando-se o predomínio da população bacteriana em relação a de fungos, independente do histórico de uso (Figura 10C). Observou-se que as PFLAs fúngicas apresentaram tendências semelhantes entre as profundidades avaliadas, com reduções de até 43,66 e 45,49% nas profundidades de 5-10 e 10-20 cm, respectivamente. Para as comunidades bacterianas, as reduções foram de até 38,96 e 28,68% nas mesmas profundidades. A soma de fungos e bactérias apresentaram maiores concentrações na área com EG, corroborando os resultados para CBM na mesma cobertura.

Observa-se que as maiores populações de fungos são encontradas na cobertura com EG em todas as profundidades avaliadas (Figura 10). A falta de perturbação do solo e a vegetação permanente e densa durante todo ano nessa cobertura, promoveram condições de umidade ideais, favorecendo o aumento da atividade microbiana (Figura 8) (LANGE et al, 2014). Efeitos benéficos no aumento da comunidade microbiana e MOS também são observados em agroecossistemas com culturas perenes (DAVINIC et al., (2013). Enquanto que, Orenes et al. (2013) observaram aumento na biomassa microbiana e mudanças na estrutura da comunidade microbiana em áreas não cultivadas e de floresta nativa, com aumento da população fúngica, devido ao aumento e mudanças na qualidade da MO.

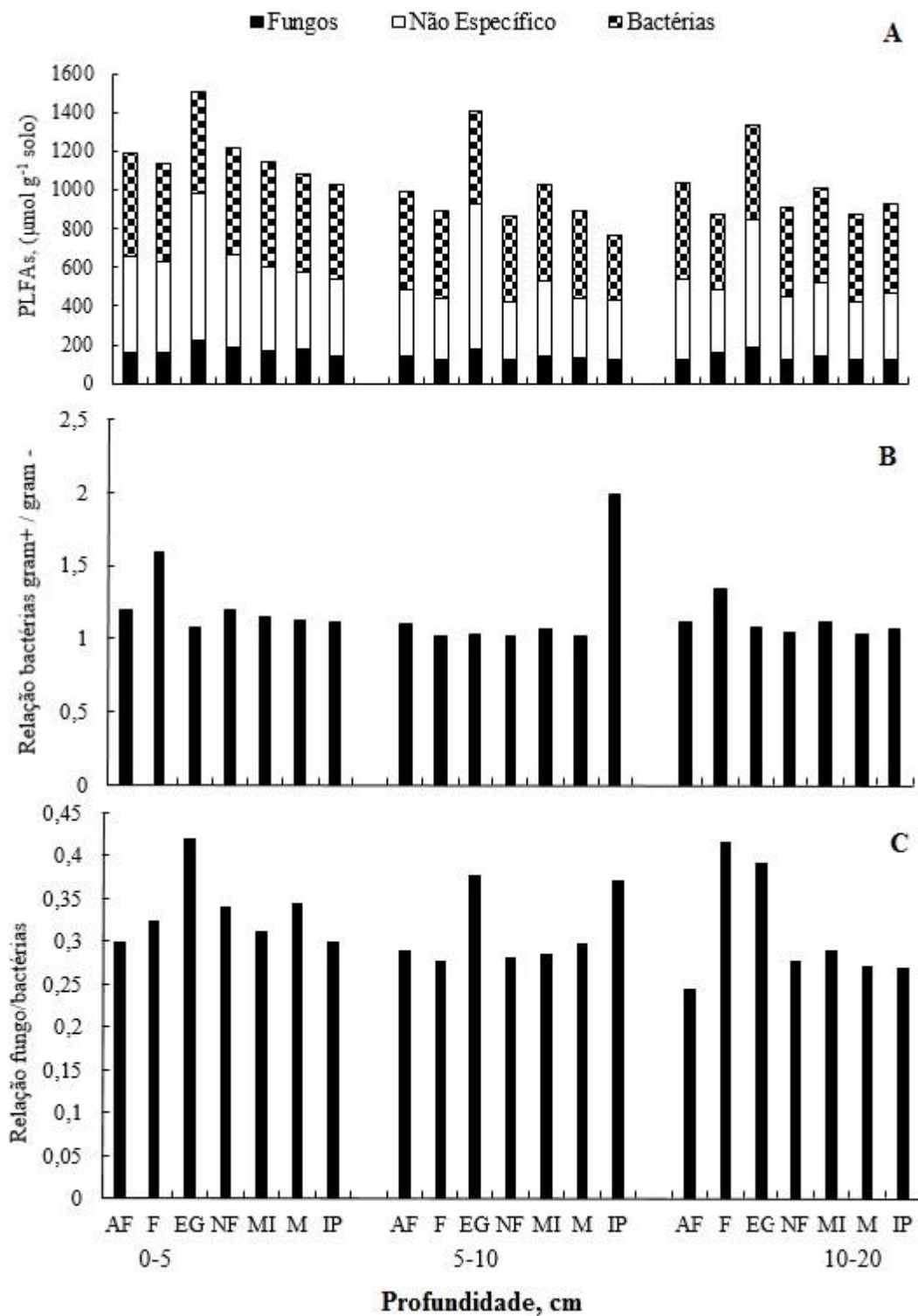


Figura 10. Concentração de PFLAs (A); relação bactérias gram positivas/ gram negativas (B) e a relação fungos/bactérias (C) nos diferentes sistemas de uso do solo em Serra Talhada, PE. (AF) Floresta com angico; (F) Floresta Nativa; (EG) Capim elefante irrigado; (NF) Capoeira; (MI) Milho irrigado; (M) Milho; (IP) Caatinga preservada com ipê.

Bactérias e fungos representam a maior parte da biomassa microbiana do solo (BAAT e ANDERSON, 2003), com preferências distintas para a qualidade dos recursos oriundos da diversidade e composição de plantas. Os fungos por exemplo, são capazes de decompor resíduos com alta relação C/N, enquanto que, resíduos vegetais com baixa relação C/N favorecem a decomposição por bactérias (WARDLE et al., 2004; LANGE et al., 2014).

Em ambientes semiáridos, os fungos são importantes na proteção contra erosão e aumento na absorção de água e nutrientes (DAVINIC et al., 2013). Observa-se também um papel dominante dos fungos em processos chave em solos de sequeiro, envolvendo a decomposição, transformação de N e translocação de nutrientes em pastagens semiáridas, assumindo o poder de metabolizar em temperaturas mais elevadas e potenciais hídricos reduzidos (COLLINS et al., 2008).

A relação bactérias gram positivas/ gram negativas variou de 1,01 a 1,58, observando-se predomínio para população de bactérias gram positiva nas diferentes áreas avaliadas (Figura 10B). Esse aumento é frequentemente associado com o acréscimo da diversidade de fontes de COS e diminuição das práticas mecânicas do solo (FLIESSBACH et al., 2007; CARPENTER-BOGGS et al., 2003). Bactérias gram positivas estão ligadas a ambientes com baixa disponibilidade de substrato e alta relação C: N, resultado que corroborava a predominância de CO mais recalcitrante nestes ambientes (Tabela 6). No entanto, as gram negativas são mais abundantes em solos com substratos facilmente decomponíveis (FIERER et al., 2003). As bactérias gram negativas, são responsáveis por decompor, principalmente, moléculas orgânicas de baixo peso molecular associada a raiz, enquanto que as gram positivas decompõem materiais mais complexos (KRAMER e GLEIXNER, 2006).

As maiores relações fungos/bactérias foram observados em EG em todas as profundidades avaliadas, seguido pelo IP e F nas profundidades de 5-10 e 10-20 cm, respectivamente (Figura 10C). Esta relação é um indicador da estrutura da comunidade microbiana predominante favorecidas pelas condições ambientais, sendo as bactérias, mais abundante em solos de melhor qualidade, seguido pelos actinomicetos e fungos (COMEIO et al., 2013). Wu et al. (2015) verificaram aumento da população de bactérias em solos cultivados com *Pinus*, favorecida pela alta fertilidade nos primeiros anos de cultivo, tendo uma diminuição significativa ao longo de 18 anos. Zhang et al. (2012)

encontram maiores comunidades de fungos em plantio direto em relação ao convencional, associando o crescimento das culturas e a diminuição dos resíduos como fatores-chaves na dinâmica da comunidade microbiana.

4. CONCLUSÕES

A cobertura AF apresentou maiores teores de C lábil (F1), permitindo sua manutenção e renovação em curto período de tempo, proporcionando maiores estoques de COS.

A conversão da caatinga para o cultivo de milho ocasionou diminuição de 56 e 38% nos estoques de C e N no solo, respectivamente, evidenciando o efeito negativo do manejo adotado nessa área.

As frações da MOS que mais contribuíram para o estoque de C e N nas coberturas estudadas foram a F1, CSA e C-HUM, indicando maior sensibilidade nos diferentes usos e podendo expressar mudanças na dinâmica da MOS em função da cobertura adotada.

O uso de irrigação em ambientes semiáridos melhora as propriedades químicas e biológicas do solo, condições que favoreceram a atividade microbiana e, conseqüentemente, manutenção do estoque de C, como observada para as coberturas com EG e MI.

A concentração de PFLAs caracterizou a predominância de bactérias em relação a fungos na diversidade da biomassa microbiana nos solos para as diferentes coberturas e histórico sob condições semiárida, representando importância na dinâmica e preservação da MOS.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ASCHER, J.; SARTORI, G.; GRAEFE, U.; THORNTON, B.; CECCHERINI, M.T.; PIETRAMELLARA, G.; EGLI, M. Are humus forms, mesofauna and microflora

in subalpine forest soils sensitive to thermal conditions? **Biology and Fertility of Soils**, v.48, n.6, p. 709-725. 2012. doi:10.1007/s00374-012-0670-9.

ASSIS JÚNIOR, S. L.; KAZUYA, M. C. M.; COUTO, L. Atividade microbiana do solo em sistemas agroflorestais, monoculturas, mata natural e área desmatada. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n.1, p. 35-41. 2003. doi.org/10.1590/S0100-67622003000100005.

AYRES, E.; STELTZER, H.; BERG, S.; WALLENSTEIN, M.D.; SIMMONS, B.L. Tree species traits influence soil physical, chemical, and biological properties in high elevation forests. **PloS One**. v. 4, n.6. 2009. doi:10.1371/journal.pone.0005964.

BARRETO, P.A.B.; GAMA-RODRIGUES, E.F.; GAMA-RODRIGUES, A.C.; BARROS, N.F.; ALVES, B.J.R.; FONSECA, S. Mineralização de nitrogênio e carbono em solos sob plantações de eucalipto, em uma sequência de idades. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, v. 34, n.3, p.735-745. 2010. doi.org/10.1590/S0100-06832010000300015.

BARRETO, A.C.; FREIRE, M.B.G.S.; NACIF, P.G.S.; ARAÚJO, Q.R.; FREIRE, F.J.; INÁCIO, E.S.B. Fracionamento químico e físico do carbono orgânico total em um solo de mata submetido a diferentes usos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n.4, p.1471-1478. 2008. doi.org/10.1590/S0100-06832008000400011.

BAATH, E.; ANDERSON, T.H. Comparison of soil fungal/bacterial ratios in a pH gradient using physiological and PLFA-based techniques. **Soil Biology & Biochemistry**. v. 35, n.7, p.955–963. 2003. doi:10.1016/S0038-0717(03)00154-8.

BARTLETT, R.J.; ROSS, D.S. Colorimetric determination of oxidizable carbono in acid soil solutions. **Soil Scienc Society of American Journal**, Madison, v. 52, n.4, p. 1191-1192. 1988. doi:10.2136/sssaj1988.03615995005200040055x.

- BENITES, V. M.; MADARI, B.; MACHADO, P. L. O. A. **Extração e fracionamento quantitativo de substâncias húmicas do solo: um procedimento simplificado de baixo custo**. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2003. 7 p. (Comunicado Técnico, 16).
- BENITES, V.M.; SCHAEFER, C.E.G.R.; MENDONÇA, E.S.; MARTIN NETO, L. Caracterização da matéria orgânica e micromorfologia de solos sob Campos de Altitude no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.25, n.3, p.661-674. 2001. doi.org/10.1590/S0100-06832001000300015.
- BLANCO-CANQUI, H.; LAL, R. Regional assessment of soil compaction and structural properties under no-tillage farming. **Soil Science Society of America Journal**. v.71, n.6, p.1770–1778. 2007. doi: 10.2136/sssaj2007.0048.
- BLAUD, A.; LERCH, T. Z.; CHEVALLIER, T.; NUNAN, N.; CHENU, C.; BRAUMAN, A. Dynamics of bacterial communities in relation to soil aggregate formation during the decomposition of ¹³C-labelled rice straw. **Applied Soil Ecology**, v. 53, p. 1-9. 2012. doi:10.1016/j.apsoil.2011.11.005.
- BLAIR, G.J., LEFROY, R.D.B., LISLE, L. Soil carbon fractions based on their degree of oxidation, and development of a carbon management index for agricultural systems. **Australian Journal of Agricultural Research**. v.46, p.1459–1466. 1995. doi:10.1071/AR9951459
- BLAIR, N. Impact of cultivation and sugar-cane green trash management on carbon fractions and aggregate stability for a Chromic Luvisol in Queensland. Australia. **Soil Tillage Research**. v. 55, p.183-191, 2000.
- BRAGA, J.M.; DEFELIPO, B.V. Determinação espectrofotométrica de fósforo em extratos de solos e planta. **Revista Ceres**, Viçosa, v.21, n.113, p.73-85, 1974.

- BINI, D.; SANTOS, C.A.; CARMO, K.B.; KISHINO, N.; ANDRADE, G.; ZANGARO, W.; NOGUEIRA, M.A. Effects of land use on soil organic carbon and microbial processes associated with soil health in southern Brazil. **European Journal of Soil Biology**. v.55, p.117-123. 2013. doi:10.1016/j.ejsobi.2012.12.010.
- CAMARGO, O.A.; MONIZ, A.C.; JORGE, J.A. & VALADARES, J.M.A.S. Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do Instituto Agronômico de Campinas. Campinas, Instituto Agronômico de Campinas, 1986. 94p. (Boletim Técnico, 106)
- CAMPOS, L.P.; LEITE, L.F.C.; MACIEL, G.A.; BRASIL, E.L.; IWATA, B.F. Estoques e frações de carbono orgânico em Latossolo Amarelo submetido a diferentes sistemas de manejo. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v.48, n.3, p.304-312. 2013. doi: 10.1590/s0100-204x2013000300009.
- CANELLAS, L.P.; VELLOSO, A.C.X.; MARCIANO, C.R.; RAMALHO, J.F.G.P.; RUMJANEK, V.M.; REZENDE, C.E. & SANTOS, G.A. Propriedades químicas de um Cambissolo cultivado com cana-de-açúcar, com preservação do palhicho e adição de vinhaça por longo tempo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, n.5, p.935-944, 2003. doi.org/10.1590/S0100-06832003000500018.
- CANELLAS, L.P., VELLOSO, A.C.X., RUMJANEK, V.M., GURIDI, F., OLIVARES, F.L., SANTOS, G.A., BRAZ-FILHO, R. Distribution of the humified fractions and characteristics of the humic acids of an Ultisol under cultivation of Eucalyptus and sugar cane. **Terra**, v.20, n.4, p.371-381. 2002.
- CHAN, K. Y.; BOWMAN, A.; OATES, A. Oxidizable organic carbon fractions and soil quality changes in an Paleustalf under different pasture leys. **Soil Science**, v. 166, n.1, p. 61-67. 2001. doi: 10.1097/00010694-200101000-00009.

- CHENG, F.; PENG, X.; ZHAO, P.; YUAN, J.; ZHONG, C.; CHENG, Y.; CUI, C.; ZHANG, S. Soil Microbial Biomass, Basal Respiration and Enzyme Activity of Main Forest Types in the Qinling Mountains. **Plos one**. v. 8, n.6. 2013. doi: 10.1371/journal.pone.0067353.
- CHENG, X., YANG, Y., LI, M., DOU, X. & ZHANG, Q. The impact of agricultural land use changes on soil organic carbon dynamics in the Danjiangkou Reservoir area of China. **Plant and Soil**. v.366, p.415–424. 2013. doi 10.1007/s11104-012-1446-6
- CORNEO, P.E.; PELLEGRINI, A.; CAPPELLIN, L.; RONCADOR, M.; CHIERICI, M.; GESSLER, C. Microbial community structure in vineyard soils across altitudinal gradients and in different seasons. **FEMS Microbiology Ecology**. v. 84, n.3. p. 588–602. 2013. doi: 10.1111/1574-6941.12087.
- COSTA, F. S.; BAYER, C.; ZANATTA, J. A.; MIELNICZUK, J. Estoque de carbono orgânico no solo e emissões de dióxido de carbono influenciadas por sistemas de manejo no sul do Brasil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.32, p.323-332, 2008. doi.org/10.1590/S0100-06832008000100030
- COLLINS, S.L.; SINSABAUGH, R.L.; CRENSHAW, C.; GREEN, L.; PORRAS-ALFARO, A.; STURSOVA, M.; ZEGLIN, L.H. Pulse dynamics and microbial processes in arid land ecosystems. **Journal of Ecology**. v.96, n.3, p. 413–420. 2008. doi: 10.1111/j.1365-2745.2008.01362.x.
- CUNHA, T.J.F.; MACEDO, J.R.; RIBEIRO, L.P.; PALMIERI, F.; FREITAS, P.L.; AGUIAR, A.C. Impacto do manejo convencional sobre propriedades físicas e substâncias húmicas de solos sob cerrado. **Ciência Rural**, v.31, n.1, p.27-36. 2001. doi.org/10.1590/S0103-84782001000100005.
- CZYCZA, R.V. **Quantidade e qualidade da matéria orgânica do solo em sistema de colheita com e sem queima da cana-de-açúcar**. Escola superior de Agricultura

“Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba 2009. 92p. (Dissertação de Mestrado).

DAVINIC, M.; KUCERA, J.M.; MARTINEZ, A.; ZAK, J.; ALLEN, V. Soil fungal distribution and functionality as affected by grazing and vegetation components of integrated crop–livestock agroecosystems. **Applied Soil Ecology**. v.66, p. 61– 70. 2013. doi:10.1016/j.apsoil.2013.01.013.

DIAS, B.O.; SILVA, C.A.; SOARES, E.M.B. & BETTIOL, W. Estoque de carbono e quantificação de substâncias húmicas em Latossolo submetido à aplicação contínua de lodo de esgoto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v.31, n.4, p.901-911. 2007. doi.org/10.1590/S0100-06832007000400011.

DIMASSI, B.; MARY, B.; FONTAINE, S.; PERVEEN, N.; REVAILLOT, S.; COHAN, J.P. Effect of nutrients availability and long-term tillage on priming effect and soil C mineralization. **Soil Biology & Biochemistry**. v.78, p.332-339. 2014. doi:10.1016/j.soilbio.2014.07.016.

EBELING, A.G.; ANJOS, L.H.C.; PEREIRA, M.G.; PINHEIRO, E.F.M.; VALLADARES, G.S. Substâncias húmicas e relação com atributos edáficos. **Bragantia**, Campinas, v.70, n.1, p.157-165. 2011. doi.org/10.1590/S0006-87052011000100022.

ELEFTHERIADIS, A.; TURRIÓN, M.B. Soil microbiological properties affected by land use, management, and time since deforestations and crop establishment. **European Journal of Soil Biology**. v.62, p. 138-144. 2014. doi:10.1016/j.ejsobi.2014.03.001.

EMBRAPA – CENTRO NACIONAL DE PESQUISA DE SOLO. Manual de método e análise de solo. 2.ed. Rio de Janeiro, RJ: EMBRAPA Solos, 2011. 230p. - (Documentos /Embrapa Solos, ISSN 1517-2627;132)

- EPELDE, L.; BECERRIL, J.M.; BARRUTIA, O.; GONZALEZ-OREJA, J.; GARBISU, C. Interactions between plant and rhizosphere microbial communities in a metalliferous soil. **Environmental Pollution**. v.158, n.5, p. 1576–1583. 2010. doi: 10.1016/j.envpol.2009.12.013.
- FALLAHZADE J.; HAJABBASI, M.A. The effects of irrigation and cultivation on the quality of desert soil in Central Iran. **Land Degradation & Development**. V.23, p. 53–61. 2012. DOI: 10.1002/ldr.1049.
- FERREIRA, D.F. SISVAR software: versão 4.6. Lavras, DEX/ UFLA, 2003.
- FERNANDES, M. F. e CHAER, G. M. **Análise de perfis de ácidos graxos como ferramenta para estudos em microbiologia do solo**. Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2010. 37 p. (Documentos / Embrapa Tabuleiros Costeiros, ISSN 1517-1329; 163).
- FIGUEIREDO, C.C.; RAMOS, M.L.G.; McManus, C.M.; MENEZES, A.M. Mineralização de esterco de ovinos e sua influência na produção de alface. **Horticultura Brasileira**. v. 30, n.1, p.175-179. 2012. doi.org/10.1590/S0102-05362012000100029.
- FLIEßBACH, A.; OBERHOLZER, H.R.; GUNST, L.; MÄDER, P. Soil organic matter and biological soil quality indicators after 21 years of organic and conventional farming. **Agriculture Ecosystems & Environment**. v.118, p. 273-284. 2007. doi: 10.1016/j.agee.2006.05.022.
- FRACETTO, F. J. C., FRACETTO, G. G. M., CERRI, C. C., FEIGL, B. J., & SIQUEIRA NETO, M. Carbon and nitrogen stocks in soil under castor bean in the semi-arid Caatinga of Brazil. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 36, p. 1545-1552, 2012.
- FRANCHINI, J.C.; CRISPINO, C.C; SOUZA, R.A; TORRES, E.; HUNGRIA, M. Microbiological parameters as indicators of soil quality under various soil

- management and crop rotation systems in southern Brazil. **Soil & Tillage Research**. v.92, p.18–29. 2007. doi:10.1016/j.still.2005.12.010.
- FREIBAUER, A.; ROUNSEVELL, M.D.A.; SMITH, P.; VERHAGEN, J. Carbon sequestration in the agricultural soils of Europe. **Geoderma** v. 122, n.1, p.1–23. 2004. doi:10.1016/j.geoderma.2004.01.021.
- FROSTEGÅRD, Å.; BÅÅTH, E. The use of phospholipid fatty acid analysis to estimate bacterial and fungal biomass in soil. **Biology and Fertility of Soils**, v.22, n.1, p. 59-65, 1996.
- GAMA-RODRIGUES, E.F. da; A.C. da. Biomassa microbiana e ciclagem de nutrientes. In: SANTOS, G. A.; SILVA, L.S. CANELLAS, L.P.; CAMARGO, F.A. O. (Ed.). **Fundamentos da matéria orgânica do solo: ecossistemas tropicais e subtropicais**. 2.ed. rev. e atual. Porto Alegre: Metrópole, 2008. p.159-170
- GAMA-RODRIGUES, E.F. da; A.C. PAULINO, G.M.; FRANCO, A.A. Atributos químicos e microbianos de solos sob diferentes coberturas vegetais no norte do Estado Rio Janeiro. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.32, n.4, p.1521-1530. 2008. doi.org/10.1590/S0100-06832008000400016.
- GHIMIREL, R.; NORTON, J.B.; PENDALL, E. Alfalfa-grass biomass, soil organic carbon, and total nitrogen under different management systems in an irrigated agroecosystem. **Plant and Soil**. v.374, p.173–184. 2014. doi: 10.1007/s11104-013-1854-2.
- GIONGO, V.; CUNHA, T.J.F.; MENDES, A.S.M.; GAVA, C.A.T. Carbono no sistema solo-planta no semiárido brasileiro. **Revista Brasileira de geografia física**. v.06, p.1275-1291. 2011.
- HABIG, J.; SWANEPOEL, C. Effects of Conservation Agriculture and Fertilization on Soil Microbial Diversity and Activity. **Environments**, v.2, n.3, p. 358–384. 2015. doi:10.3390/environments2030358.

- HACKENBERGER, D.K.; HACKENBERGER, B.K. Earthworm community structure in grassland habitats differentiated by climate type during two consecutive seasons. **European Journal of Soil Biology**. v.61, p.27-34. 2014. doi:10.1016/j.ejsobi.2014.01.001.
- ISLAM, K.R. & WEIL, R.R. Microwave irradiation of soil for routine measurement of microbial biomass carbon. **Biology Fertility Soils**, v. 27, n.4, p. 408-416. 1998. doi: 10.1007/s003740050451.
- JANGID, K.; WILLIAMS, M.A.; FRANZLUEBBERS, A.J.; SCHMIDT, T.M.; COLEMAN, D.C.; WHITMAN, W.B. Land-use history has a stronger impact on soil microbial community composition than aboveground vegetation and soil properties. **Soil Biology and Biochemistry**. v.43, n.10, p.2184-2193. 2011. doi:10.1016/j.soilbio.2011.06.022.
- KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems: lessons learned about soil quality and indications for improving sustainability. **Soil Biology & Biochemistry**. v.42, p.1–13. 2010. doi:10.1016/j.soilbio.2009.08.020.
- KNICKER, H. Review Soil organic N - An under-rated player for C sequestration in soils? **Soil Biology & Biochemistry**, v.43, n.6, p.1118-1129. 2011. doi:10.1016/j.soilbio.2011.02.020.
- KRAMER, C.; GLEIXNER, G. Variable use of plant- and soil-derived carbon by microorganisms in agricultural soils. **Soil Biology and Biochemistry**. v.38, n.11, p.3267– 3278. 2006. doi:10.1016/j.soilbio.2006.04.006.
- KUZYAKOV, Y. Priming effects: interactions between living and dead organic matter. **Soil Biology and Biochemistry**. v.42, p.1363–1371. 2010. doi:10.1016/j.soilbio.2010.04.003.

- LANGE, M.; HABEKOST, M.; EISENHAUER, N.; ROSCHER, C.; BESSLER, H.; ENGELS, C.; OELMANN, Y.; SCHEU, S.; WILCKE, W.; SCHULZE, E.D.; GLEIXNER, G. Biotic and Abiotic Properties Mediating Plant Diversity Effects on Soil Microbial Communities in an Experimental Grassland. **Plos one**. v.9, n.5. 2014. doi: 10.1371/journal.pone.0096182.
- LEITE, L.F.C.; MENDONÇA, E.S.; MACHADO, P.L.O.A.; MATOS, E.S. Total C and N storage and organic C pools of a red-yellow Podzolic under conventional and no tillage at the Atlantic Forest Zone, southeastern Brazil. **Australian Journal of Agricultural Research**. v.41, p.717–730. 2003. doi:10.1071/SR02037
- LEITE, L. F. C.; MENDONÇA, E. S.; NEVES, J. C. L.; MACHADO, P. L. O. A.; GALVÃO, J. C. C. Estoques totais de carbono orgânico e seus compartimentos em argissolo sob floresta e sob milho cultivado com adubação mineral e orgânica. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 27, n.5, p. 821-832. 2003. doi.org/10.1590/S0100-06832003000500006.
- LEITE, L. F. C.; MENDONÇA, E. S.; MACHADO, P. L. O. A. Simulação pelo modelo century da dinâmica da matéria orgânica de um Argissolo sob adubação mineral e orgânica. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.28, n.2, p.347-358. 2004. doi.org/10.1590/S0100-06832004000200013.
- LIANG, C., CHENG, G., WIXON, D. L. & BALSER, T. C. An Absorbing Markov Chain approach to understanding the microbial role in soil carbon stabilization. **Biogeochemistry**. v.106, n.3, p.303–309. 2011. doi 10.1007/s10533-010-9525-3.
- LONGO, R. M.; ESPINDOLA, C. R. C-orgânico, N-total e substâncias húmicas sob influência da introdução de pastagens (*Brachiaria* sp.) em áreas de cerrado e floresta amazônica. **Revista Brasileira de Ciência Solo** [online]. v.24, n.4, p.723-729. 2000. doi.org/10.1590/S0100-06832000000400004

- LOSS, A.; PEREIRA, M.G.; BEUTLER, S.J.; PERIN, A.; ANJOS, L.H.C. Carbono mineralizável, carbono orgânico e nitrogênio em macroagregados de Latossolo sob diferentes sistemas de uso do solo no Cerrado Goiano. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 34, n.5, p. 2153-2168. 2013. doi.org/10.5433/1679-0359.2013v34n5p2153.
- LOSS, A.; PEREIRA, M.G.; SCHULTZ, N.; ANJOS, L.H.C.; SILVA, E.M.R. Quantificação do carbono das substâncias húmicas em diferentes sistemas de uso do solo e épocas de avaliação. **Bragantia**, Campinas, v.69, n.4, p.913-922. 2010. doi.org/10.1590/S0006-87052010000400018.
- LOVATO, T.; MIELNICZUK, J.; BAYER, C. & VEZZANI, F. Adição de carbono e nitrogênio e sua relação com estoques no solo e com o rendimento do milho em sistemas de manejo. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, v.28, p.175–187, 2004. doi.org/10.1590/S0100-06832004000100017
- LUO, Z.; WANG, E.; SUN, O.J. Soil carbon change and its responses to agricultural practices in Australian agro-ecosystems: a review and synthesis. **Geoderma**, v.155, n.3, p.211–223. 2010. doi:10.1016/j.geoderma.2009.12.012.
- MACHADO, L.V.; RANGEL, O.J.P.; SÁ MENDONÇA, E.; MACHADO, R.V.; FERRARI, J.L. Fertilidade e compartimentos da matéria do solo sob diferentes sistemas de manejo. **Coffee Science**, Lavras, v. 9, n.3, p.289-299. 2014.
- MACHMULLER, M.B.; KRAMER, M.G.; CYLE, T.K.; HILL, N.; HANCOCK, D.; THOMPSON, A. Emerging land use practices rapidly increase soil organic matter. **Nature communications**. v.6, n.6995. 2015. DOI: 10.1038/ncomms7995.
- MAIA, S. M. F.; XAVIER, F.A.S; OLIVEIRA, T.S.; MENDONÇA, E.S.; FILHO, J.A.A. Organic carbon pools in a Luvisol under agroforestry and conventional farming systems in the semi-arid region of Ceará, Brazil. **Agroforestry Systems**, v. 71, n.2, p. 127-138. 2007. doi10.1007/s10457-007-9063-8.

- MANZONI, S., TAYLOR, P., RICHTER, A., PORPORATO, A. & AGREN, G. I. Environmental and stoichiometric controls on microbial carbon-use efficiency in soils. **New Phytologist**. v.196, p.79–91. 2012. doi: 10.1111/j.1469-8137.2012.04225.
- MARSHALL, V.G.; Impacts of forest harvesting on biological processes in northern forest soils. **Forest Ecology Management**. v.133, n.1, p. 43–60. 2000. doi:10.1016/S0378-1127(99)00297-2.
- MENDONÇA, E. S & MATOS, E. da S. Matéria orgânica do solo: Métodos de análises. Viçosa: UFV. 2005, p.86-92.
- MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. S. B.; GIONGO, V.; PÉREZ-MARIN, A. M. Biogeochemical cycling in terrestrial ecosystems of the Caatinga Biome. **Brazilian Journal of Biology**, v.72, p.643-653, 2012. doi.org/10.1590/S1519-69842012000400004
- MERILES, J. M.; VARGAS GIL, S.; CONFORTO, C.; FIGONI, G.; LOVERA, E.; MARCH, G. J.; GUZMÁN, C. A. Soil microbial communities under different soybean cropping systems: Characterization of microbial population dynamics, soil microbial activity, microbial biomass, and fatty acid profiles. **Soil and Tillage Research**, v. 103, n.2, p. 271-281. 2009. doi:10.1016/j.still.2008.10.008.
- MILORI, D. M. B. P.; MARTIN-NETO, L.; BAYER, C.; MIELNICZUK, J.; BAGNATO, V.S. Humification degree of soil humic acid determined by fluorescence spectroscopy. **Soil Science**, v. 167, n.11, p. 739-749. 2002. doi: 10.1097/00010694-200211000-00004.
- MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, 2002. 626p.

- MOSCATELLI, M.C.; LAGOMASSINO, A.; MARINARI, S.; DE ANGELIS, P.; GREGO, S. Soil microbial indices as bioindicators of environmental changes in a poplar plantation. **Ecological Indicators**. v.5, n.3, p.171-179. 2005. doi:10.1016/j.ecolind.2005.03.002.
- NJIRA, K.O.W.; NABWAMI, J. Soil management practices that improve soil health: Elucidating their implications on biological indicators. **Journal of Animal & Plant Sciences**. v.8, n.2, p.2750-2760. 2013.
- NOE, L.B.; ASCHER, J.; CECCHERINI, M.T.; ABRIL, A.; PIETRAMELLARA, G. Molecular discrimination of bacteria (organic versus mineral soil layers) of dry woodlands of Argentina. **Journal of Arid Enviroments**. v.85, p. 18–26. 2012. doi:10.1016/j.jaridenv.2012.04.007.
- OLIVEIRA, S.P.; LACERDA, N.B.; BLUM, S.C.; ESCOBAR, M.O.P.; OLIVEIRA, T.S. Organic carbon and nitrogen stocks in soils of northeastern brazil converted to irrigated agriculture. **Land Degradation & Development**. v.26, p. 9–21. 2015. doi: 10.1002/ldr.2264
- ORENES, F.G.; CORONADO, A.M.; ZORNOZA, R.; SCOW, K. Changes in Soil Microbial Community Structure Influenced by Agricultural Management Practices in a Mediterranean Agro-Ecosystem. **Plos one** v.8, n.11. 2013. doi:10.1371/journal.pone.0080522.
- PAJARES, S.; GALLARDO, J.F.; MASCIANDARO, G.; CECCANTI, B.; MARINARI, S.; ETCHEVERS, J.D. Biochemical indicators of carbon dynamic in an Acrisol cultivated under diferente management practices in the central Mexican highlands. **Soil & Tillage Research**. v.105, p.156–163. 2009. doi:10.1016/j.still.2009.07.002.

- PESSOA, P.M.A.; DUDA, G.P.; BARROS, R.B.; FREIRE, M.B.S.; NASCIMENTO, C.W.A. CORREA, M.M. Frações de carbono orgânico de um latossolo húmico sob diferentes usos no agreste brasileiro. **Revista Brasileira de Ciência Solo**. v.36, n.1. 2012. doi.org/10.1590/S0100-06832012000100011.
- PICCOLO, A.; The supramolecular structure of humic substances. **Soil Science**. v.166, n.11, p.810-832. 2001.doi: 10.1016/s0065-2113(02)75003-7.
- PIGNATARO, A.; MOSCATELLIB, M.C; MOCALIA, S.; GREGO, S.; BENEDETTIA, S. Assessment of soil microbial functional diversity in a coppiced forest system. **Applied Soil Ecology**. v.62, p.115– 123. 2012. doi.org/10.1016/j.apsoil.2012.07.007.
- PORTUGAL, A.F.; JUCKSCH, I.; SCHAEFER, C.E. G.R.; WENDLING, B. Determinação de estoques totais de carbono e nitrogênio e suas frações em sistemas agrícolas implantados em argissolo vermelho-amarelo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo** [online]. v. 32, n.5, p.2091-2100. 2008. doi.org/10.1590/S0100-06832008000500030.
- RAIESI, F. Soil properties and C dynamics in abandoned and cultivated farmlands in a semi-arid ecosystem. **Plant and Soil**, v. 351, p.161–175. 2012. DOI: 10.1007/s11104-011-0941-5.
- RANGEL, O. J. P.; SILVA, C.A.; GUIMARÃES, P.T.G; GUILHERME, L.R.G. Frações oxidáveis do carbono orgânico de Latossolo cultivado com café em diferentes espaçamentos de plantio. **Ciência e agrotecnologia**, v. 32, n.2, p. 429-437. 2008. doi.org/10.1590/S1413-70542008000200013.
- RANGEL, O.J.P.; SILVA, C.A. Estoques de carbono e nitrogênio e frações orgânicas de latossolo submetido a diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, n.6, p.1609-1623. 2007. doi.org/10.1590/S0100-06832007000600037.

- ROSA, M. E. C., OLSZEWSKI, N.; MENDONÇA, E. S.; COSTA, L. M.; CORREIA, J. R. Formas de carbono em latossolo vermelho eutroférico sob plantio direto no sistema biogeográfico do cerrado. **Revista Brasileira Ciência do Solo**. v. 27, n.5. p.911-923. 2003. doi.org/10.1590/S0100-06832003000500016.
- ROSSI, C.Q. **Matéria orgânica do solo e fósforo orgânico em cronossequência de cana-de-açúcar cultivada no cerrado**. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. 100p. 2013 (Dissertação de Mestrado).
- ROUSK, J.; BAATH, E. Fungal biomass production and turnover in soil estimated using the acetate-in-ergosterol technique. **Soil Biology and Biochemistry**. v.39, n.8, p.2173–2177. 2007. doi:10.1016/j.soilbio.2007.03.023.
- RUSSO A.; CARROZZA, G.P.; VETTORI, L.; FELICI, C.; CINELLI, F.; TOFFANIN A. 2012. Plant beneficial microbes and their application in plant biotechnology. In: Innovations in Biotechnology, Agbo EC (Editor). <http://www.intechopen.com/books/innovations-in-biotechnology/plant-beneficialmicrobes-and-their-application-in-plantbiotechnology>.
- SAAVEDRA, M. J.; VENTURA, P. L.; ALBADALEJO, C.A.M.; RAVINÃ, P.M. Soil microbial biomass under pine forests in the northwestern Spain: influence of stand age, site index and parent material. **Investigación Agraria Sistemas y Recursos Forestales** v.15, n.2, p.152–159. 2006. doi: 10.5424/srf/2006152-00960.
- SANTOS, D.C.; FARIAS, M.O.; LIMA, C.L.R.; KUNDE, R.J.; PILLON, C.N.; FLORES, C.A. Fracionamento químico e físico da matéria orgânica de um Argissolo Vermelho sob diferentes sistemas de uso. **Ciência Rural**, v.43, n.5, p.838-844. 2013.

- SAYER, E.J.; HEARD, M.S.; GRANT, H.K.; MARTHEWS, T.R.; TANNER, E.V.J. Soil carbon release enhanced by increased tropical forest litterfall. **Nature Climate Change**. v.1, n.6, p.304. 2011. doi:10.1038/nclimate1190.
- SCHIMEL, J.P.; WEINTRAUB, M.N. The implications of exoenzyme activity on microbial carbon and nitrogen limitation in soil: a theoretical model. **Soil Biology and Biochemistry**. v. 35, n.4, p.549–63. 2003. doi:10.1016/S0038-0717(03)00015-4.
- SHAO J.; LI, Y.; WEI, C.; XIE, D. Effects of Land Management Practices on Labile Organic Carbon Fractions in Rice Cultivation. **Chinese Geographical Science**. v.19, n. 3, p.241-248. 2009. DOI: 10.1007/s11769-009-0241-7.
- SHI, Y.; LALANDE, R.; ZIADI, N.; SHENG, M.; HU, ZHENGYI. An assessment of the soil microbial status after 17 years of tillage and mineral P fertilization management. **Applied Soil Ecology**, v.62, p.14– 23. 2012. doi:10.1016/j.apsoil.2012.07.004.
- SHARMA, V.; HUSSAIN, S.; SHARMA, K.R.; ARYAM V.M. Labile carbon pools and soil organic carbon stocks in the foothill Himalayas under different land use systems. **Geoderma**, v. 232–234, p.81–87. 2014. doi:10.1016/j.geoderma.2014.04.039.
- SCHUTTER, M. E.; DICK, R. P. Comparison of fatty acid methyl ester (FAME) methods for characterizing microbial communities. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 64, p. 1659-1668, 2000. doi:10.2136/sssaj2000.6451659x
- SILVA et al.; Zoneamento Agroecológico de Pernambuco – ZAPE. Embrapa Solos. UEP Recife. 2001.
- SILVA, E.O. **Atributos químicos e biológicos de um Neossolo regolítico cultivado com milho sob influência da aplicação de biofertilizantes fosfatados.**

Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, Garanhuns 2012. 90p. (Dissertação de Mestrado).

SILVEIRA M. L., LIU, K., SOLLENBERGER, L. E., FOLLETT, R. F. VENDRAMINI, J. M. B. Short-term effects of grazing intensity matter accumulation in cultivated and native grass soils. **Soil Science Society America Journal** v.62, p.1367–1377. 2013. doi: 10.1016/j.soilbio.2012.11.003

SIX, J.; MERCKX, R.; KIMPE, K.; ELLIOTT, E.T.; PAUSTIAN, K. A re-evaluation of the enriched labile soil organic fraction. **European Journal of Soil Science**. v.51, n.2, p.283–293. 2000. doi: 10.1046/j.1365-2389.2000.00304.x.

SOUZA, W.J.O. & MELLO, W.J. Matéria orgânica em um Latossolo submetido a diferentes sistemas de produção de milho. **Revista Brasileira de Ciência Solo**. Solo, v. 27, n.6, p.1113-1122. 2003. doi.org/10.1590/S0100-06832003000600016.

SOUZA, E. D.; COSTA, S. E. V. G. A.; ANGHINONI, I.; LIMA, C. V. S.; CARVALHO, P. C. F.; MARTINS, A. P. Biomassa microbiana do solo em sistema de integração lavoura-pecuária em plantio direto, submetido a intensidades de pastejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 34, n.1, p. 79-88. 2010. doi.org/10.1590/S0100-06832010000100008.

SOUSA, F.P.; FERREIRA, T.O.; MENDONÇA, E.C. ROMERO, R.E. OLIVEIRA, J.G.B. Carbon and nitrogen in degraded Brazilian semi-arid soils undergoing desertification. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v.148, p.11– 21, 2012. doi:10.1016/j.agee.2011.11.009

SOUZA, H.A.; CAVALCANTE, A.C.R.; TONUCCI, R.G.; POMPEU, R.C.F.F.; SOUZA, M.C.M.R.; MAIA, C.E. Níveis críticos para atributos do solo pela distribuição normal reduzida em culturas anuais de subsistência. **Revista**

Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental v.18, n.4, p.425–430, 2014.
doi.org/10.1590/S1415-43662014000400010

SPARLING, G.P. & WEST, A.W. A direct extraction method to estimate soil microbial C: Calibration in situ using microbial respiration and ¹⁴C labelled cells. **Soil Biology and Biochemistry**, v.20, n.3, p.337-343. 1988. doi:10.1016/0038-0717(88)90014-4.

SPARLING, G.P. Ratio of microbial biomass carbon to soil organic carbon as a sensitive indicator of changes in soil organic matter. **Australian Journal of Soil Research**. v.30, n.2, p.195-207. 1992. doi:10.1071/SR9920195.

STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: genesis, composition, reactions**. 2. ed. USA: John Wiley & Sons, 1994. 496 p.

TAN, X.; CHANG, S.X. Soil compaction and forest litter amendment affect carbon and net nitrogen mineralization in a boreal forest soil. **Soil & Tillage Research**. v.93, n.1, p.77–86. 2007. doi:10.1016/j.still.2006.03.017.

TAN, K. H. **Humic Matter in Soil and the Environment Principles and Controversies**. New York: Marcel Dekker, Inc., 2003. 398 p.

TRUMBORE, S.E.; CZIMCZIK, C.I. An Uncertain Future for Soil Carbon. **Science**. v. 321, n.5895, p. 1455-1456. 2008. doi: 10.1126/science.1160232.

WALDROP, M.P.; FIRESTONE, M.K. Microbial community utilization of recalcitrant and simple carbon compounds: impact of oak-woodland plant communities. **Oecologia**, v. 138 p.275–284, 2004.

WARDLE, D.A.; WALKER, L.R.; BARDGETT, R.D. Ecosystem properties and forest decline in contrasting long-term chronosequences. **Science**. v.305, p.509–513. 2004. doi: 10.1126/science.1098778

- WASIGE, J.E.; GROEN, T.A.; RWAMUKWAYA, B.M.; TUMWESIGYE, W.; SMALING, E.M.A.; JETTEN, V. Contemporary land use/land cover types determine soil organic carbon stocks in south-west Rwanda. **Nutrient Cycling in Agroecosystems**. v. 100, n.1, p.19–33. 2014.doi.org/10.1007/s10705-014-9623-z.
- WU, Z.; HAACK, S.E.; LIN, W.; LI, B.; WU, L.; FANG, C.; ZHANG, Z. Soil Microbial Community Structure and Metabolic Activity of *Pinus elliottii* Plantations across Different Stand Ages in a Subtropical Area. **PloS one**. v.10, n.8. 2015. [doi:10.1371/journal.pone.0135354](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0135354).
- ZHANG, S.; LI, Q.; LÜ, Y.; SUN, X.; JIA, S. ZHANG, X. LIANG, W. Conservation tillage positively influences the microflora and microfauna in the black soil of Northeast China. **Soil & Tillage Research**. v.149, p. 46–52. 2015. doi.org/10.1016/j.still.2015.01.001.
- ZHANG, B.; HE, H.; DING, X.; ZHANG, X.; ZHANG, X.; YANG, X.; FILLEY, T.R. Soil microbial community dynamics over a maize (*Zea mays* L.) growing season under conventional- and no-tillage practices in a rainfed agroecosystem. **Soil & Tillage Research**. v.124, p.153–160. 2012. [doi:10.1016/j.still.2012.05.011](https://doi.org/10.1016/j.still.2012.05.011).
- YANG, K.; ZHU, J.; ZHANG, M.; YAN, Q.; SUN, O.J. Soil microbial biomass carbono and nitrogen in forest ecosystems of Northeast China: a comparison between natural secondary forest and larch plantation. **Journal of Plant Ecology**. v.3: 175– 182. 2010. [doi: 10.1093/jpe/rtq022](https://doi.org/10.1093/jpe/rtq022).
- VILLAR, P.F. **Atributos bioquímicos de um argissolo amarelo cultivado com adubos verdes e de um latossolo húmico após aplicação de calcário**. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Garanhuns, Garanhuns 2012. 109p. (Dissertação de Mestrado).

