



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS NATURAIS
MESTRADO ACADÊMICO EM RECURSOS NATURAIS

MARIA CÁTIA BARROSO DA SILVA

QUALIDADE BIOLÓGICA DO SOLO E DA COBERTURA VEGETAL EM
FLORESTA PLANTADA NO SEMIÁRIDO

FORTALEZA - CEARÁ

2018

MARIA CÁTIA BARROSO DA SILVA

QUALIDADE BIOLÓGICA DO SOLO E DA COBERTURA VEGETAL EM FLORESTA
PLANTADA NO SEMIÁRIDO

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado Acadêmico em Recursos Naturais do Programa de Pós-Graduação em Recursos Naturais do Centro de Ciências e Tecnologia da Universidade Estadual do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de mestre em Recursos Naturais. Área de concentração: Monitoramento de Recursos Naturais.

Orientador: Prof. Dr. Olmar Baller Weber

FORTALEZA - CEARÁ

2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Estadual do Ceará
Sistema de Bibliotecas

Silva, Maria Catia Barroso da.
Qualidade biológica do solo e da cobertura vegetal
em floresta plantada no semiárido [recurso
eletrônico] / Maria Catia Barroso da Silva. ? 2018.
1 CD-ROM: il.; 4 ? pol.

CD-ROM contendo o arquivo no formato PDF do
trabalho acadêmico com 117 folhas, acondicionado em
caixa de DVD Slim (19 x 14 cm x 7 mm).

Dissertação (mestrado acadêmico) ? Universidade
Estadual do Ceará, Centro de Ciências e Tecnologia,
Mestrado Acadêmico em Recursos Naturais, Fortaleza,
2018.

área de concentração: Monitoramento de recursos
naturais.

Orientação: Prof. Dr. Olmar Baller Weber.

1. Associação micorriza. 2. Estrato herbáceo. 3.
Serapilheira. 4. Solo. I. Título.

MARIA CÁTIA BARROSO DA SILVA

QUALIDADE BIOLÓGICA DO SOLO E DA COBERTURA VEGETAL EM FLORESTA
PLANTADA NO SEMIÁRIDO

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado Acadêmico em Recursos Naturais do Programa de pós-Graduação em Recursos Naturais do Centro de Ciências e Tecnologia da Universidade Estadual do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Recursos Naturais.

Área de concentração: Monitoramento de Recursos Naturais.

Aprovada em: __/__/__

BANCA EXAMINADORA



Prof. Dr. Olmar Baller Weber

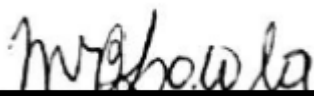
Orientador

Pesquisador da Embrapa Agroindústria Tropical



Prof. Dr. Oriel Herrera de Bonilla

Universidade Estadual do Ceará - UECE



Profrª. Drª. Maria Iracema Bezerra Loiola

Universidade Federal do Ceará - UFC

Dedico este trabalho a Deus, à minha família e aos amigos, que também se tornaram família.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por saber a hora certa de colocar pessoas maravilhosas em meu caminho, que me encorajaram a seguir com força e determinação, que me fizeram renovar a fé e esperança a cada dia.

Aos meus pais Adail Rodrigues e Maria Barroso, pela atenção, amor, carinho, incentivo e apoio em todos os momentos. As minhas irmãs Alexandra Barroso e Alessandra Rodrigues por terem se tornado um presente na minha vida a partir do momento que nasceram, além do companheirismo, parceria e pelos conselhos valiosos. Ao amor infinito dos meus afilhados Caíque e Willian por deixar meus dias mais alegres.

A minha família Sobralense, Edson, Socorro, Pedro, Evenildo, Gláucia, Aylla e em especial a minha amiga/irmã Patrícia Silva, pelas horas de sono perdidas junto a mim, pelas várias comprovações de amizade e amor fraterno, pelos conselhos, paciência e principalmente por ter me apresentado ao programa Marena.

Ao meu namorado, Francisco Antônio, por sua paciência infinita, amor sem cobranças e por sempre estar ao meu lado. A Sônia Souza e primo, Caio Souza, que sempre torceram por mim e me acolheram em sua casa como filha e irmã, respectivamente. Muito obrigada.

Ao meu orientador Olmar Baller Weber, pela paciência, apoio, companheirismo, além de sua grande contribuição no meu aprendizado acadêmico e social

A todos os meus amigos e parentes que me apoiaram e incentivaram nessa caminhada.

Aos colegas do MARENA, Andréa Neves, Evaristo José, Francisco Yago, Gleiciane Coutinho, Karla Larissa, Katherine Alves, Morgana Andrade, Raquel Pessoa e Viviane de Oliveira, por terem feito parte de momentos únicos na minha vida e pela descontração que me acomodaram nessa etapa acadêmica.

Aos membros da banca examinadora, Prof. Dr. Oriel Herrera Bonilla, Prof^ª. Dr^ª. Maria Iracema Bezerra Loiola, por vossa participação e sugestões e correções nos manuscritos dessa dissertação

Aos professores do Curso de Pós-Graduação, Mestrado Acadêmico em Recursos Naturais, MARENA, pela dedicação, paciência e pela valiosa contribuição acadêmica oferecida durante esse período.

À Universidade Estadual Vale do Acaraú, em especial à equipe do Laboratório de Microbiologia, pela realização das análises microbiológicas.

À Universidade Estadual do Ceará, em especial ao Curso de Pós-graduação em Recursos Naturais, pelo estímulo e contribuições que resultaram nesse trabalho.

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária e à Agência de Desenvolvimento do Estado do Ceará, pelo apoio financeiro em viagens de campo e análises de laboratório.

Aos pesquisadores e técnicos da Embrapa pelo apoio logístico e a orientação da na execução da pesquisa.

Às parcerias com Dr^a. Cristiane Figueira da Silva e Dr^a. Marcela Claudia Pagano que auxiliaram nas análises das frações de glomalina e identificação dos esporos de fungos micorrizos arbusculares.

À Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico (FUNCAP) pelo apoio com bolsa de estudo, durante um período anual do mestrado.

Ajude o companheiro que segue pelo seu
caminho.

Aproxime-se e ofereça-lhe amizade.

Coloque ao alcance dos outros a fonte
generosa da sua amizade, oferecendo as águas
cantantes da simpatia fraterna.

O verdadeiro amor surge na urna da amizade
honestas como jóia preciosa da verdadeira
afeição.

Amizade é luz no caminho – clareie sua
estrada.

(Divaldo Franco)

RESUMO

O Brasil é destaque em áreas florestais plantadas, principalmente com espécies exóticas, e com uma pequena fração de plantas nativas. Estudos têm revelado que as árvores influenciam a qualidade do solo. Os atributos biológicos que envolvem a fertilidade do solo e as atividades dos seres vivos, bem como sua distribuição e diversidade no solo, são uma importante ferramenta para o monitoramento do meio ambiente. Indicadores como serapilheira, estrato herbáceo e fungos micorrízicos atuam na ciclagem de nutrientes e carbono orgânico melhorando a estrutura do solo. A influência das plantas arbóreas exóticas ou nativas no solo e no ambiente pode estar relacionada com a produção e a liberação de compostos bioativos nas raízes ou pela queda de folhas senescentes. Diante disso foram avaliados alguns atributos ambientais e biológicos do solo sob a influência de espécies florestais exóticas e nativas plantadas na região do semiárido. Áreas sob a influência de árvores com seis anos de idade das espécies exóticas: *Acacia mangium*, *Casuarina equisetifolia* e *Eucalyptus urophylla*; e das espécies nativas: *Anadenanthera colubrina*, *Astronium fraxinifolium*, *Tabebuia impetiginosa* e *Colubrina glandulosa*, *Acacia mangium*, *Casuarina equisetifolia*, *Eucalyptus urophylla*; ao lado de área não reflorestada foram usadas na avaliação da serapilheira (período chuvoso e seco), do solo e das raízes finas das espécies arbóreas (período quadrimestral) e do estrato herbáceo (período chuvoso), entre 2016 e 2017. As amostras do solo e das raízes foram processadas, armazenadas até sua análise; sendo extraídos esporos fúngicos do solo e nas raízes finas de árvores herbáceas foi verificado o percentual de colonização micorrízica. A serapilheira seca foi caracterizada quanto aos teores de carbono orgânico, macro e micronutrientes. O estrato herbáceo foi coletado, identificado e as exsicatas armazenadas em herbário. A caracterização química da serapilheira permitiu evidenciar que não há correspondência entre a quantidade e os teores de nutrientes do material orgânico acumulado no solo. As espécies florestais influenciaram a riqueza, a dominância e a diversidade do estrato herbáceo. As espécies florestais estabeleceram em suas raízes associações simbióticas com os fungos micorrízicos arbusculares, e somente *A. mangium*, *C. equisetifolia*, *E. urophylla* e *A. colubrina* formaram ectomicorrizas. Os morfotipos de esporos fúngicos mais representativos no solo foram relacionados aos gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglosum* e *Glomus*, revelando que as espécies florestais influenciam a diversidade de fungos micorrízicos arbusculares. Esporos de *Gigaspora margarita* e *Glomus brohultii* podem ser considerados indicadores do solo cultivado com *Eucalyptus urophylla* e de *Acacia mangium*, respectivamente. Essas evidências confirmam que espécies florestais nativas e exóticas influenciam a qualidade biológica do solo e o ambiente da região semiárida.

Palavras-Chave: Associação micorriza. Estrato herbáceo. Serapilheira. Solo

ABSTRACT

Brazil stands out in planted forest areas mainly with exotic species, and with a small fraction of native plants. Studies have shown that trees influence soil quality. The biological attributes that involve soil fertility and the activities of living beings, as well as their distribution and diversity in the soil are important tools for the monitoring of the environment. Indicators such as litter from trees, herbaceous stratum and mycorrhizal fungi act in the cycling of nutrients and organic carbon, improving soil structure. The influence of exotic or native trees on soil and environment may be related to the production of bioactive compounds in the root system or by the fall of senescent leaves. Here some environmental and biological attributes of the soil were evaluated under the influence of exotic and native trees planted in the semi-arid region. Areas under the influence of six-year-old trees of the following exotic species: *Acacia mangium*, *Casuarina equisetifolia* and *Eucalyptus urophylla*; and the native species: *Anadenanthera colubrina*, *Astronium fraxinifolium*, *Tabebuia impetiginosa* and *Colubrina glandulosa*, plus a non-reforested area, were used for the evaluations of litter (during rainy and dry season), soil and fine roots of trees (four-month period) and herbaceous stratum (rainy season) along 2016 and 2017. Soil and plant-roots were processed, stored until their analysis; with fungal spores being extracted from soil and the percentage of mycorrhizal colonization was verified in fine roots of trees and herbaceous plants. Litter samples were characterized in terms of organic carbon, macro and micronutrients, and the herbaceous stratum was collected, identified and exsiccates stored in a herbarium. The chemical characterization of the tree litter showed the non-correspondence between the quantity and the nutrient contents of the organic material accumulated on the soil. Forest species influenced the richness, dominance and diversity of the herbaceous stratum. The evaluated forestry species established in their roots symbiotic associations with arbuscular mycorrhizal fungi, and only *A. mangium*, *C. equisetifolia*, *E. urophylla* and *A. colubrina* formed ectomycorrhizal associations. The most representative morphotypes of arbuscular mycorrhizal spores in the soil were related to *Acaulospora*, *Claroideoglosum* and *Glomus*, revealing the forest species influence the arbuscular mycorrhizal fungi. Spores of *Gigaspora margarita* and *Glomus brohultii* can be considered as indicators of the soil under canopies of *Eucalyptus urophylla* and *Acacia mangium*, respectively. These evidences confirm that native and exotic forest species influence the biological quality of the soil and the environment in the semiarid region.

Keywords: Burlap. Ground. Herbaceous stratum. Mycorrhiza Association.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Localização do campo experimental com espécies florestais, Acaraú, Ce.....	26
Figura 2 -	Deposição da serapilheira sob as espécies florestais e a área controle (sem cultivo florestal) não cultivado em Acaraú, estado do Ceará.....	33
Figura 3 -	Dados mensais de temperatura e precipitação em Acaraú-CE.....	45
Figura 4 -	Fotos da coleta do estrato herbáceo.....	46
Figura 5 -	Riqueza de espécies do estrato herbáceo sob sete espécies florestais e uma área controle, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará. Amostragem em período chuvoso (maio de 2017).....	49
Figura 6 -	Índices de dominância de Simpson (D), diversidade de Shannon (H) e equidade de Pielou (J') do estrato herbáceo sob sete espécies florestais e uma área controle, após seis anos da implantação da floresta em Marco, Estado do Ceará.....	50
Figura 7 -	Localização do campo experimental com espécies florestais no município de Acaraú, estado do Ceará.....	60
Figura 8 -	Dados mensais de temperatura e precipitação em Acaraú - CE.....	61
Figura 9 -	Dados de umidade relativa do ar e umidade do solo na área experimental em Aracaú - CE.....	61
Figura 10 -	Imagem de espécies florestais e coberturas verdes nas glebas selecionadas.....	63
Figura 11 -	Sequência do processamento das raízes.....	64
Figura 12 -	Imagens de placas quadriculadas contendo segmentos de raízes usadas para a avaliação da atividade micorrízica.....	66
Figura 13 -	Morfotipos de fungos MA em solo, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	69
Figura 14 -	Riqueza de gêneros de esporos em comunidades de fungos MA do solo, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	75
Figura 15 -	Índices de dominância Simpson, diversidade de Shannon e equitatividade de Pielou de esporos de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	78
Figura 16 -	Colonização micorrízica por fungos MA e ECM em espécies florestais plantadas, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	80
Figura 17 -	Fragmentos de raízes colonizadas com fungo MA de seis espécies florestais mais uma Poaceae do controle (<i>P. maritimum</i>).....	81
Figura 18 -	Média da concentração da glomalina total (PSRGT) e glomalina facilmente extraível (PSRGFE) relacionada a proteína do solo, sob as espécies florestais mais o controle, após seis anos de implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	82

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Caracterização da serapilheira com teores de carbono orgânico, e nutrientes, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado em Acaraú, Estado do Ceará.....	34
Tabela 2 -	Abundância e frequência relativa (FR) de espécies do estrato herbáceo (m²) sob sete espécies florestais e uma área controle, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	48
Tabela 3 -	Colonização por fungos AM e ECM em raízes de espécies do estrato herbáceo frequentes entres as parcelas.....	51
Tabela 4 -	Descrição de morfotipos de esporos de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	71
Tabela 5 -	Abundância relativa (AR) e frequência relativa (FR) de esporos de comunidades de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	77
Tabela 6 -	Morfotipos de esporos ou espécies de fungos MA do solo indicadores (base em valores IndVal significativos), sob as espécies florestais mais o controle, após seis anos de implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.....	79

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	15
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	17
2.1	FLORESTA PLANTADA.....	17
2.2	ATRIBUTOS DO SOLO.....	18
2.3	INDICADORES AMBIENTAIS E BIOLÓGICOS DO SOLO.....	19
2.3.1	Serapilheira.....	19
2.3.2	Estrato Herbáceo.....	20
2.3.3	Fungos micorrízicos.....	21
2.3.3.1	Fungos Ectomicorrízos (ECM).....	21
2.3.3.2	Fungos micorrízos arbusculares	23
2.3.4	Glomalina.....	24
3	OBJETIVOS.....	25
3.1	GERAL.....	25
3.2	ESPECÍFICOS.....	25
4	MATERIAL E METODOS.....	26
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	28
5.1	SERAPILHEIRA COMO INDICADORA AMBIENTAL DE ESPÉCIES FLORESTAIS PLANTADAS NO SEMIÁRIDO.....	28
5.1.1	Introdução.....	29
5.1.2	Material e Métodos.....	30
5.1.2.1	Descrição da área de estudo com espécies florestais.....	30
5.1.2.2	Amostragem e processamento da serapilheira.....	31
5.1.2.3	Caracterização da serapilheira.....	31
5.1.2.3.1	<i>Carbono Orgânico Total (COT)</i>	31
5.1.2.3.2	<i>Nitrogênio Total (NT)</i>	32
5.1.2.3.3	<i>Dosagem de macro e micronutrientes</i>	32
5.1.3	Resultados e discussão.....	32
5.1.4	Conclusões.....	37
	Referências.....	37
5.2	HERBÁCIAS COMO INDICADORAS AMBIENTAIS DE ESPÉCIES FLORESTAIS PLANTADAS NO SEMIÁRIDO.....	42
5.2.1	Introdução.....	43
5.2.2	Material e Métodos.....	44
5.2.2.1	Descrição da área de estudo com espécies florestais.....	44
5.2.2.2	Coleta e identificação de plantas herbáceas sob as espécies florestais.....	45
5.2.2.3	Coleta de raízes e avaliação da colonização radicular por fungos AM e ECM.....	46
5.2.3	Resultados e discussão.....	46
5.2.4	Conclusões.....	52
	Referências.....	52
5.3	DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRÍZOS EM FLORESTA PLANTADA NO SEMIÁRIDO DO BRASIL.....	57
5.3.1	Introdução.....	58
5.3.2	Material e Métodos.....	60
5.3.2.1	Descrição da área de estudo com espécies florestais.....	60
5.3.2.2	Amostragem do solo.....	62
5.3.2.3	Processamento das amostras de solo e raiz.....	64

5.3.2.4	Atividade de fungos micorrízicos.....	65
5.3.2.4.1	<i>Extração de esporos de fungos ma do solo.....</i>	65
5.3.2.4.2	<i>Avaliação da colonização radicular por fungos MA e ECM.....</i>	65
5.3.2.4.3	<i>Determinação da glomalina do solo</i>	67
5.3.2.5	Índices e análises ecológicas.....	67
5.3.2.5.1	<i>Descritores quantitativos de riqueza e diversidade de espécies.....</i>	67
5.3.2.5.2	<i>Análise de morfotipo de esporo e espécie indicadora de fungos MA no solo.....</i>	68
5.3.3	Resultados e discussão.....	68
5.3.3.1	Diversidade de esporos de fungos MA do solo cultivado com essências florestais.....	68
5.3.3.2	Colonização micorrízica de essências florestais.....	79
5.3.3.3	Glomalina.....	82
5.3.4	Conclusões.....	83
	Referências.....	83
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	90
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	91
	APÊNDICE.....	98
	APÊNDICE A– Phytochemical profile and biological activity of ethanolic extract of <i>Colubrina glandulosa</i> Perkins (Rhamnaceae).....	99

1 INTRODUÇÃO

As florestas plantadas são reconhecidas pela sua importância e contribuição no desenvolvimento sócio-econômico e ambiental do país, apresentando funções exclusivamente lucrativas, de produção, ou corretiva, como o reflorestamento de áreas degradadas (TONINI; COSTA; SCHWENGBER, 2010). A procura por madeira certificada tem propiciado uma expansão de sistemas agregados com lavoura-pecuária-floresta (ABRÃO *et al.*, 2015), bem como o surgimento de tecnologias para a produção sustentável de florestas plantadas. Arelado à isto, há preocupações sobre impactos dessa atividade florestal no meio ambiente (SILVA *et al.*, 2009), principalmente os efeitos na qualidade do solo, alterando suas propriedades químicas, físicas e biológicas.

As espécies arbóreas cultivadas no Brasil são, em sua maioria, plantas exóticas conhecidas como Eucalipto, Pinho, Teca e Acácia, e que podem ter influência positiva ou negativa na fertilidade do solo (SANTANA; ENCINAS, 2011). Buscando amenizar os impactos ocasionados por espécies exóticas, tem-se recomendado o plantio de espécies arbóreas nativas (LIMA *et al.*, 2015).

As alterações do solo florestal estão relacionadas às mudanças na estrutura química, física e biológica que, por sua vez, são refletidas positivamente ou negativamente no ecossistema (NIERO *et al.*, 2010). Baseando-se nisso, os indicadores de qualidade do solo constituem ferramentas importantes para o monitoramento do ambiente agrário (ARAÚJO *et al.*, 2012), podendo ser usados para avaliar mudanças na capacidade produtiva dos sistemas, unidas às práticas de manejo e associadas à produtividade das culturas (SILVA *et al.*, 2009). De acordo com Araújo e Monteiro (2007), os indicadores de qualidade podem ser físicos (estrutura do solo), químicos (pH, condutividade elétrica, matéria orgânica e nutrientes) ou biológicos (atividade microbiana, ciclagem e mineralização de nutrientes, diversidade microbiológica e vegetal).

Além da qualidade do solo há de se considerar o monitoramento de coberturas verdes e da matéria orgânica depositada na floresta. As plantas de cobertura que compõe o estrato herbáceo (YANG, SIEMANN, 2015) e a serapilheira (SCORIZA *et al.*, 2017) são sensíveis às modificações do ambiente. Além de influenciarem na ciclagem de nutrientes essenciais para os vegetais (GILLIAM, 2007), são importantes para áreas de regeneração de ecossistemas florestais (LIMA *et al.*, 2015).

Dentre os atributos biológicos do solo tem-se os microrganismos (MOs) funcionais do solo, os quais atuam na degradação da matéria orgânica, na solubilização e na

liberação de nutrientes para as plantas e o ambiente (JIN, SUN, LIU, 2010). Porção dos MOs funcionais formam associações simbióticas mutualísticas com as espécies florestais. Os casos mais estudados envolvem as micorrizas, onde os fungos colonizam e modificam a estrutura das raízes (ectomicorrizas) ou colonizam a região do córtex, sem alterar a formação de raízes secundárias das plantas (micorrizas arbusculares). A funcionalidade de ambos os fungos tem sido comprovada em agroecossistemas. Os fungos micorrízicos arbusculares (MA) que ocorrem em diferentes solos agrícolas e se associam à grande maioria das plantas atuam no controle biológico de patógenos e na estruturação do solo, por agregação, o que contribui para a fertilidade do solo, auxiliando no desenvolvimento de vegetais (RAMOS *et al.*, 2012; MELLO *et al.*, 2006).

Considerando o incremento e a disseminação de florestas plantadas em diferentes regiões geográficas (REIS *et al.*, 2015), e junto a essa atividade agrícola em ascensão, vem a necessidade de preservar os recursos naturais e obter o conhecimento sobre a influência das espécies florestais no meio ambiente, em especial, as florestas inseridas no semiárido do Nordeste brasileiro. Esta região possui um clima semiárido, onde ocorrem solos arenosos e com baixa fertilidade natural, além de áreas desertificadas ou em estágio avançado de degradação (DANTAS *et al.*, 2012). De certo modo, há pouco ou quase nenhum conhecimento da qualidade biológica de solos em florestas plantadas na região do semiárido, assim, vê-se oportunidade de elucidar o papel dos componentes do solo e das coberturas verdes e matéria orgânica de áreas florestadas com espécies exóticas e nativas do Brasil.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. FLORESTA PLANTADA

O Brasil ocupa uma posição de destaque em áreas de floresta, possuindo mais de vinte milhões de hectares ocupados com florestas primárias, e de acordo com Beech *et al.* (2017), o país detém a maior diversidade de espécies vegetais. Somente em florestas plantadas tem-se próximo de oito milhões de hectares (FAOSTAT, 2017), sendo prevalentes nestas áreas *Eucalyptus* spp. e *Corymbia* spp. (71%), *Pinus* spp. (20%), *Hevea brasiliensis*, *Acacia mangium* e *A. mearnsii*, *Tectona grandis*, *Schizolobium amazonicum* entre outras espécies madeireiras (7,6%) (INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES, 2015).

As florestas plantadas são uma realidade há séculos, sendo antropicamente introduzidas espécies em diferentes regiões na forma de monocultura. Em sua maioria são plantios de árvores, cuja matéria prima destina-se a obtenção de produtos madeiráveis, como carvão vegetal, celulose, madeiras serradas, sólida, processada, bem como produtos não madeiráveis, como: gomas, borrachas, cêras, fibras tanantes, óleos aromáticos e medicinais, corantes e outros (GUIA TÉCNICO REFERÊNCIA, 2014). O sucesso dessa atividade tem sido atribuído à presença de condições ambientais favoráveis, à boa adaptação de espécies exóticas que possuem rápido crescimento e alta produtividade, à abundância de terras para cultivo florestal, ao conhecimento tecnológico e o investimento na indústria madeireira (REIS *et al.*, 2015).

Contudo, há de se destacar a grande diversidade de espécies florestais nativas, e que podem ser exploradas de forma sustentável para a produção de insumos madeiráveis e não madeiráveis (BRASIL, 2011). A implantação de florestas deve ter como base a adaptação das espécies e as interações com o ambiente, objetivando a produção de madeira, lenha, mel, matéria-prima para indústria de fitoterápicos, auxiliando no desenvolvimento de florestas secundárias, reflorestamentos e sistemas agrossilvopastoril que proporcionam uma redução gradual de impactos ambientais ocasionados pelo enfoque produtivista de monocultivos (LIMA *et al.*, 2015; GONÇALVES, BARWALDT, DUARTE, 2006).

Dentre as áreas florestadas pode-se destacar a região Nordeste, ocupando a terceira posição em termos de área plantada (13%), e estando inserido em três importantes biomas: Cerrado, Caatinga e Mata Atlântica (BRASIL, 2011). Mas, na região notadamente existe um consumo muito significativo de lenha de origem desconhecida (nativa ou clandestina), oferecendo risco de degradação dos recursos naturais e ambientais (BRASIL,

2011), contribuindo com a desertificação de áreas produtivas no semiárido do Nordeste brasileiro.

2.2. ATRIBUTOS DO SOLO

O solo é considerado um sistema vivo e dinâmico, constituindo uma fonte natural limitada e não renovável dos recursos naturais, que vem sofrendo intervenção direta do homem (RODRIGUES *et al.*, 2015). As alterações no solo afetam diversas funções, modificando a estrutura física, química e biológica e refletindo na qualidade e na conservação dos ecossistemas (NIERO *et al.*, 2010).

A capacidade do solo em exercer suas funções básicas ou sustentar a produtividade de vegetais, microrganismos e animais, promovendo a ciclagem de nutrientes, água e energia, está relacionada a qualidade do solo. Atualmente, diversos estudos procuram identificar indicadores de qualidade, levando a uma avaliação precisa do solo, verificando as mudanças de suas propriedades, tal como a escolha da melhor prática de manejo nos sistemas agrícola e florestal (CARDOSO, 2014). Sabe-se que a retirada de mata nativa para implantação de monocultivos tem efeito na qualidade do ambiente. As pesquisas sobre sustentabilidade de agroecossistemas, de acordo com Melloni (2008), devem focar em várias áreas de conhecimento que buscam desenvolver métodos para se avaliarem atributos do solo.

Os indicadores do solo constituem ferramentas importantes para o monitoramento do ambiente agrário (ARAÚJO *et al.*, 2012), e há diferentes atributos biológicos, químicos e físicos que podem ser acessados para se avaliarem as mudanças na capacidade produtiva dos sistemas, atreladas às práticas de manejo e associadas à produtividade das culturas (SILVA *et al.*, 2010). Compreender os vários aspectos do funcionamento do solo é indispensável para se definir estratégias de manejo sustentável, procurando não comprometer este recurso natural (EFFGEN *et al.*, 2012).

O solo naturalmente possui minerais, areia, argila, silte, gases, matéria orgânica e uma biota ativa (ARAÚJO; MONTEIRO, 2007). Tendo-se por base tal composição, Araújo e Monteiro (2007) sugeriram o uso de indicadores que refletia no funcionamento do ecossistema do solo, sendo eles relacionados com às propriedades físicas, químicas (pH, condutividade elétrica, matéria orgânica e macro e micronutrientes) e biológicas. Este último atributo envolve atividade da biomassa e respiração microbiana, mineralização, ciclagem de nutrientes, diversidade de fungos micorrízicos.

Os microrganismos realizam inúmeras funções no solo, essenciais em processos de mineralização da matéria orgânica, liberação nutrientes, solubilização de minerais e degradação de substâncias tóxicas, além dos grupos de microrganismos que formam associações benéficas com as plantas. Estes desempenham função no controle biológico de patógenos e promovem agregação de partículas e contribuem na melhoria da fertilidade, tornando os nutrientes disponíveis ao desenvolvimento das plantas (RAMOS *et al.* 2012; ARAÚJO E MONTEIRO, 2007). Ademais, a estrutura das comunidades microbianas difere das formas de atuação na matéria orgânica em cada tipo de solo (JIN, SUN, LIU, 2010).

2.3. INDICADORES AMBIENTAIS E BIOLÓGICOS DO SOLO

2.3.1. Serapilheira

Scoriza *et al.* (2017) consideraram a serapilheira como sendo um eficiente indicador ambiental, por ser de uso prático e sensível às modificações do ambiente. A produção da serapilheira é importante nos sistemas produtivos para a conservação dos ecossistemas (LIMA *et al.*, 2015), principalmente no ciclo do carbono. É constituída de material vegetal acumulado na superfície do solo, como: ramos, caules, frutos, flores, sementes, corpo e dejetos animais e folhas (GODINHO *et al.*, 2013) e ainda pode incluir partes caídas de herbáceas. Vale notar que as folhas caídas representam o maior volume no solo, contém nutrientes orgânicos e inorgânicos que podem ser facilmente degradados (SILVA *et al.*, 2014). O material orgânico acumulado sobre o solo permite o crescimento e o desenvolvimento de vários organismos da macro, meso e microfauna, além de ser fonte de coloides orgânicos ao solo. Nesse sentido, a serapilheira tem funções como isolante térmico, filtrador e armazenador de umidade, diminuindo a erosão laminar e vertical do solo (CALDEIRA *et al.*, 2007).

As condições de fertilidade do solo, precipitação pluviométrica, temperatura, luminosidade e características das espécies florestais, como a deciduidade, estão entre os fatores que podem afetar o estoque da serapilheira (MATOS *et al.*, 2017; LIMA, *et al.*, 2015). A deposição de serapilheira no solo florestal ocorre principalmente em períodos mais secos (de ambientes tropicais), quando há senescência e desprendimento das folhas, estratégia das plantas para diminuir a transpiração (VILLA *et al.*, 2016).

A decomposição do material depositado sobre o solo é importante para a ciclagem dos nutrientes, pois permite que as plantas sintetizem matéria orgânica e reciclem nutrientes

como o cálcio, nitrogênio, magnésio e outros (VILLA *et al.*, 2016; SCORIZA; CORREIA; SILVA, 2017). Pesquisas sobre serapilheira destacam a importância desse material para a conservação e a manutenção dos ecossistemas florestais (LIMA *et al.*, 2015), onde essa biomassa desempenha um papel na manutenção das propriedades do solo (HOLANDA *et al.*, 2012; CALDEIRA *et al.*, 2007). Sua qualidade é medida pelo teor de compostos orgânicos ou inorgânicos, sendo relacionados com a constituição do material acumulado, o que pode influenciar na atividade da biota do solo, em especial a fauna que a transforma (SILVA, *et al.*, 2013) e os microrganismos que atuam na decomposição da serapilheira (SHELDRAKE *et al.*, 2017).

2.3.2. Estrato Herbáceo

As plantas vasculares em geral de baixa estatura compõem o estrato herbáceo. Esta cobertura possui grande riqueza de indivíduos, representando de 8 a 29 % em florestas tropicais úmidas e neotropicais (GUISLON *et al.*, 2016) e pouco menos em florestas temperadas (RIGON; CORDEIRO; MORAIS, 2011).

A riqueza das herbáceas é influenciada pelos fatores bióticos e abióticos, como as condições edáfica, climáticas e pluviométricas, ou seja, ambiente com mais luminosidade, água e disponibilidade de nutrientes é considerado ideal para o desenvolvimento de um estrato herbáceo (PALLAVICINI; ALDAY; MARTÍNEZ-RUIZ, 2015; WANG *et al.*, 2014). Mas, a composição desse estrato também é afetado pela topografia, sombreamento, estágios sucessionais, breves estiagens, fertilidade e drenagem do solo (ZÁCHIA; WAECHTER, 2011). Herbáceas estabelecem-se em curtos períodos de tempo em ambientes antropizados (sucessão secundária), possivelmente devida a formação rápida de sementes no ambiente (CHEUNG; MARQUES; LIEBSCH, 2009)

As herbáceas são sensíveis a mudanças repentinas no ambiente, possuindo raízes superficiais, o que confere alta taxa de mortalidade em relação as plantas arbóreas, levando a serem usadas como indicador de biodiversidade ou indicador da qualidade ambiental (GUISLON *et al.*, 2016; YANG *et al.*, 2015). O estrato herbáceo tem influência no fluxo de energia e na ciclagem de nitrogênio, fósforo e potássio, podendo também interferir na disponibilidade de nutrientes, em especial o nitrogênio, quando se inicia uma competição com outras plantas (GILLIAM, 2007).

Os trabalhos sobre o estrato herbáceo são relacionados em grande parte ao levantamento florístico e fitossociológico em agroecossistemas (GUISLON *et al.*, 2016;

RIGON; CORDEIRO; MORAIS, 2011; EUGÊNIO; MUNHOZ; FELFILI, 2011; CITADINI-ZANETTE *et al.*, 2010) e pouco se conhece sobre a prevalência de herbáceas em florestas plantadas na região semiárida.

2.3.3. Fungos micorrízicos

As micorrizas são associações simbióticas mutualísticas entre fungos do solo e raízes de plantas, constituindo um processo de co-evolução adaptativa, ocorrendo alterações morfológicas e fisiológicas em vegetais (HOEKSEMA, 2010; MELLO *et al.*, 2006). Essa associação mutualista ocorre na maioria das espécies vegetais, onde o fungo desempenha papel crucial na nutrição mineral das plantas, promovendo o aumento de área das raízes para a absorção de água e nutrientes pouco móveis do solo, como fósforo, entre outros elementos minerais essenciais às plantas (MELLO *et al.*, 2006). Deste modo, a simbiose confere resistência às plantas em condições de estresse hídrico, tolerância a temperaturas elevadas e a acidez e toxidade do solo (CARDOSO FILHO *et al.*, 2016; SOUZA *et al.*, 2006), além de proteger o sistema radicular contra diversos fitopatógenos (SUZ *et al.* 2008), nematoides de galha (PINHEIRO *et al.*, 2014; SOUSA *et al.*, 2010) e fungos de raízes (*Fusarium* e *Phytophthora*) (SAMPAIO *et al.*, 2012; BORGES *et al.* 2007). Por outro lado, os fungos obtêm açúcares simples, os compostos de carbono provenientes da fotossíntese da planta (GARIBAY-ORIJEL *et al.*, 2013). Suz *et al.* (2008) ressaltaram que muitos problemas ambientais, como: poluição, erosão, mudanças climáticas e degradação do solo podiam ser atenuados pela micorrização das plantas. Os fungos além de auxiliarem no estabelecimento e no desenvolvimento das plantas, podem ter sua diversidade, riqueza e intensidade de colonização micorrízica influenciados por características fisiológicas de seus hospedeiros (HUANG *et al.*, 2014; KISA *et al.*, 2007).

2.3.3.1. Fungos Ectomicorrízicos (ECM)

Os fungos ECM pertencem aos filos *Ascomycota* e *Basidiomycota*, onde cerca de 6.000 espécies foram descritas em associação com plantas (TEDERSOO *et al.*, 2010). Estão geralmente associados a espécies arbóreas, como as famílias Fagaceae (Carvalho), Pinaceae (Pinho) e Myrtracae (Eucalipto), variando em eficiência e compatibilidade, a depender das condições ambientais e das espécies de simbiontes (FARIA *et al.*, 2017). Estudos filogenéticos indicam que os fungos ECM evoluíram paralelamente aos fungos micorrizos

arbusculares e podem ter co-evoluído com as plantas hospedeiras, facilitando sua diversificação (HOEKSEMA, 2010; WANG; QIU, 2006). Acredita-se que tais fungos do solo possuem alguma especificidade fungo-hospedeiro, podendo dificultar a associação de outros fungos com espécies florestais (BERTOLAZI *et al.*, 2013; SILVA *et al.*, 2011), significando que a diversidade de plantas influencia na diversidade de fungos micorrízicos (SMITH *et al.*, 2011). Há diversos trabalhos relatando a associação desses fungos ECM com espécies florestais exóticas plantadas, dos gêneros *Pinus* e *Eucalyptus*. Contudo, esses fungos também colonizam as raízes de espécies florestais nativas como: angico-vermelho (*Parapiptadenia rígida* (Benth) Brenan), canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.) e timbaúva (*Enterolobium contortisiliquum*) (SILVA *et al.*, 2011).

O ciclo de vida dos fungos ECM é geralmente dividido numa fase sexuada, com produção de corpo de frutificação (produção de esporos) e outra assexuada onde há formação de micélio capaz de colonizar as raízes das plantas (GARIBAY-ORIJEL *et al.*, 2013; TEDERSOO *et al.*, 2010). Dentre os gêneros de fungos ECM com corpos de frutificação, estão os *Suillus*, *Laccaria*, *Scleroderma*, *Hebeloma* e *Pisolithus*, que podem ser encontrados sob as copas de algumas espécies florestais (FARIA *et al.*, 2017). Estes fungos, por sua vez, são predados e servem de fonte de alimento para artrópodes e outros organismos do solo (ITOO; RESHI, 2013). Algumas raízes colonizadas por ectomicorrizas apresentam poucas variações em sua morfologia radicular, dificultando a sua diferenciação morfológica, sendo assim recomendada a identificação com base em técnicas moleculares (GARIBAY-ORIJEL *et al.*, 2013), nem sempre disponíveis devida ao alto custo em países em desenvolvimento.

Algumas espécies de fungos colonizam seus hospedeiros transferindo boa parte da biomassa fúngica para o interior das raízes, outros por sua vez, permanecem superficiais produzindo grande quantidade de micélio externo que se espalha na rizosfera das plantas (GARIBAY-ORIJEL *et al.*, 2013; FUTAI; TANIGUCHI; KATAOKA, 2008). Um único micélio pode se associar ao mesmo tempo a várias plantas, e estas quando em fase iniciais de desenvolvimento necessitam dos fungos ECM para se estabelecerem (HEIJDEN *et al.*, 2015). As Raízes com ectomicorrizas geralmente não possuem pelos radiculares e os fungos ECM são caracterizados pela formação de manto fúngico ao redor das raízes, além de colonizarem a região do córtex radicular (HEIJDEN *et al.*, 2015; CEPERO *et al.*, 2012; TEDERSOO *et al.*, 2010).

A inoculação de fungos ECM em plantas florestais é um recurso biotecnológico para auxiliar no aumento da biomassa de plantas inoculadas (SOUSA *et al.*, 2017; STEFFEN *et al.* 2017; SILVA *et al.*, 2011). Ainda, segundo Farias *et al.* (2017), os fungos ECM podem

ser utilizados na recuperação de áreas degradadas e participarem no processo de biorremediação desses ambientes por serem capazes de degradar poluentes orgânicos.

2.3.3.2. Fungos micorrízos arbusculares

Os fungos micorrízicos arbusculares (MA), com origem presumida há aproximadamente 460 milhões de anos, pertencem ao filo Glomeromycota, neste filo são reconhecidos três classes (Archaeosporangiales, Glomeromycetes e Paraglomeromycetes), cinco ordens (Archaeosporales, Diversisporales, Gigasporales, Glomerales e Paraglomerales), 14 famílias (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeoporaceae, Claroideoglomeraceae, Diversisporaceae, Dentiscutataceae, Geosiphonaceae, Gigasporaceae, Glomeriaceae, Pacisporaceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae, Sacculosporaceae e Scutellosporaceae), 30 gêneros e cerca de 245 espécies descritas. Os representantes de glomeromycota se destacam por formarem associações mais comuns da natureza, onde aproximadamente 80% das plantas terrestres estão envolvidas (INVAM, 2017; OPIK, DAVISON, 2016; OEHL *et al.* 2011).

Os fungos MA não modificam a morfologia das raízes das plantas e são caracterizados pela presença de estruturas densamente ramificadas na região do córtex radicular, com aspecto de minúsculas árvores, que são chamadas de arbúsculos ao nível de células, e pela presença de hifas e dilatações, denominadas vesículas entre as células da raiz. As trocas entre plantas e fungos ocorrem nos arbúsculos (RODRIGUES, GOI; RODRIGUES, 2014). A identificação dos fungos micorrízicos arbusculares é realizada pela presença de estruturas sub-celulares e por caracterização morfológica dos esporos do solo (MOREIRA; HUISING; BIGNELL, 2010). Na sua caracterização morfológica considera-se cor, tamanho, estrutura de germinação, presença de hifa e ornamentação da parede externa e germinativa do esporo. Contudo, devido à dificuldade durante a caracterização de esporos, tem-se recorrido igualmente às técnicas moleculares para identificação das espécies fúngicas (HEMPEL; RENKER; BUSCOT, 2007).

No Brasil há cerca de 100 espécies de fungos MA identificados, onde 50% destas podem ser encontradas no Nordeste (MERGULHÃO, *et al.* 2014). Os fungos MA são considerados bons indicadores do solo, com importância ecológica reconhecida (SILVA *et al.*, 2017). São agentes que atuam diretamente na ciclagem de nutrientes e/ou produtividade de um ecossistema. A diversidade dos fungos MA está interligada à cobertura vegetal. As comunidades dos fungos MA são afetadas pelo tipo (OEHL, *et al.*, 2010) e composição

química do solo, sendo que sua contribuição para as plantas é maior em solos de baixa fertilidade (YANG, *et al.*, 2015).

Os Fungos MA são biotróficos obrigatórios e ocorrem em solos de fragmentos florestais (ANGELINI, 2008; STÜRMER, *et al.*, 2006; CAPRONI, *et al.*, 2005). Por sua vez, os sistemas florestais (CARRENHO; GOMES-DA-COSTA, 2010) e outros fatores do solo e do ambiente podem afetar as comunidades de fungos MA. Esta condição permite sugerir uma avaliação da atividade desses fungos em áreas cultivadas com espécies florestais, principalmente em ambiente semiárido.

2.3.4. Glomalina

A glomalina é uma glicoproteína do solo insolúvel em água e imunorreativa (WRIGHT, ANDERSON, 2000), que durante sua quantificação é frequentemente chamada de proteína do solo relacionada à glomalina - PSRG (FOKOM *et al.*, 2012). Essa glicoproteína é produzida por hifas de fungos MA durante a associação simbiótica com as raízes de plantas vasculares (RILLIG, STEINBERG, 2002; WRIGHT, UPADHYAYA, 1998; WRIGHT, UPADHYAYA 1996). Após a decomposição do micélio fúngico, a glomalina pode ficar acumulada por até 42 anos (SILVA; ARAÚJO, SILVA, 2010). A quantidade da glomalina que os fungos MA produzem pode ser influenciada pelo tipo de vegetação, práticas de manejo, diversidade de fungos e condições climáticas e características do solo.

A glomalina auxilia na formação de agregados do solo que evitam a atividade enzimática de outros microrganismos levando a redução da decomposição da matéria orgânica, favorecendo a estabilidade de agregação e estoque de carbono (SOUSA *et al.*, 2012). Esses agregados auxiliam na retenção de umidade e podem atuar como agentes condicionantes (SINGH; RAI; SINGH, 2016).

Glomalina pode ser extraída do solo em duas frações, a primeira está relacionada com a glomalina produzida recentemente pelos fungos MA, obtida com maior facilidade (facilmente extraível - FE); a segunda é a glomalina total, acumulada no solo ao longo do tempo que sofreu ações de intemperismo e possui efeito recalcitrante (WU *et al.*, 2014; WRIGHT; UPADHYAYA, 1996). A glomalina está correlacionada ao carbono orgânico, nutrientes (nitrogênio e fósforo) e outras importantes propriedades do solo (SINGH *et al.*, 2017).

3 OBJETIVOS

3.1. GERAL

Avaliar os atributos ambientais e biológicos do solo sob influência de espécies florestais exóticas e nativas plantadas na região do semiárido.

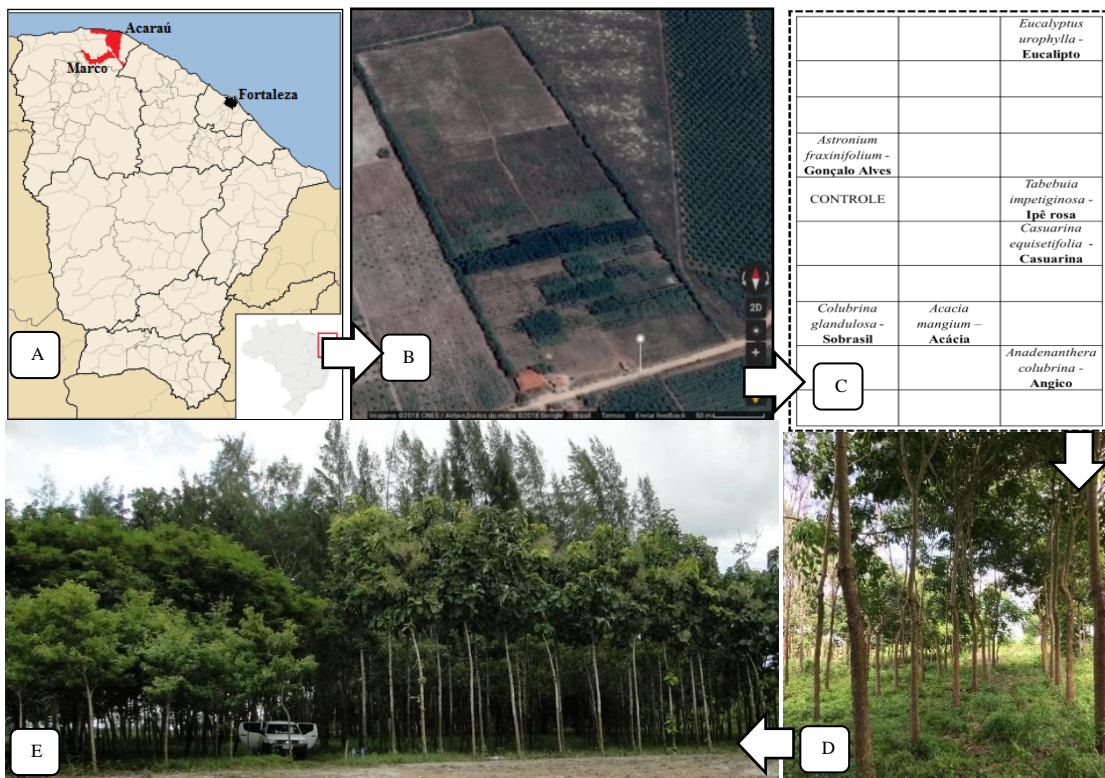
3.2. ESPECÍFICOS

- ✓ Caracterizar e determinar os componentes químicos da serapilheira sob influência de espécies florestais plantadas no semiárido;
- ✓ Avaliar a diversidade do estrato herbáceo sob influência de espécies florestais plantadas no semiárido;
- ✓ Estudar a associação micorrízica em espécies florestais plantadas no semiárido, com ênfase em fungos micorrízicos arbusculares;

4 MATERIAL E MÉTODOS

O presente estudo foi realizado em campo experimental (coordenadas S: 3° 27' 06'' e W: 40° 08' 48'') com espécies florestais instaladas numa área rural do Sindicato das Indústrias de Móveis do Ceará (Sindmóveis), em um lote do Perímetro Irrigado do Baixo Acaraú, situado a 2,2 km da margem direita da CE-178, no Município de Acaraú, em região limítrofe com o Município de Marco (Figura 1), Estado do Ceará. O solo dessa área foi classificado como Neossolo Quartzarênio, cujo segundo Campelo *et al.* (2015), foi baseado na camada de 0 a 50 cm, ao apresentar as seguintes características: classe textural areia, umidade do solo a 0,03 MPA de 4,38%, umidade a 1,5 MPA de 2,95%, pH 6,10, CE 0,19 dS.m⁻¹, matéria orgânica 9,0 g.Kg⁻¹, P 19,90, Ca⁺² 14,65, Mg²⁺ 6,45, K⁺ 1,05, Na⁺ 3,35 e H⁺⁺Al⁺³ 5,40 mg.dm⁻³. O clima da região pela classificação de Köppen é do tipo Aw (Tropical, com inverso seco) (Alvares *et al.* 2014), com altitude média de 60 m e médias anuais de precipitação e evaporação, respectivamente, próxima de 950 mm e 1600 mm. A maior intensidade das chuvas (80%) ocorre entre fevereiro a maio, os eventos de seca entre julho e novembro com temperaturas do ar que superam 30°C (DNOCS, 2013).

Figura 1 - Localização do campo experimental com espécies florestais, Acaraú, Ce.



A- Mapa do Ceará; B – Imagem de satélite do campo; C - Croqui da área; D – Parcela de Ipê rosa; E- Imagem da entrada. Fonte: Google, elaborada pela própria autora.

Foram feitas coletadas de amostras de solo, serapilheira, plantas do estrato herbáceo e raízes finas tanto de herbáceas como das espécies florestais, entre os meses de Agosto/2016 à Maio/2017. A escolha das parcelas com cultivo florestal, foi baseado no desempenho prévio das espécies arbóreas, em termos de crescimento aéreo e formação de troncos para uso no setor moveleiro. As espécies escolhidas incluem três exóticas das famílias Fabacea (*Acacia mangium* Willd. – Acácia), Casuarinaceae (*Casuarina equisetifolia* L. – Casuarina), Myrtaceae (*Eucalyptus urophylla* clone - GG 702 Eucalipto) e quatro nativas das famílias Fabaceae (*Anadenanthera colubrina* (Vellozo) Brenan - Angico), Anacardiaceae (*Astronium fraxinifolium* Schott. ex Spreng. - Gonçalves Alves), Bignoniaceae (*Tabebuia impetiginosa* (Martius ex DC.) Standl. - Ipê rosa), Rhamnaceae (*Colubrina glandulosa* Perkins - Sobrasil) e uma área não cultivada (Controle).

As análises do solo e serapilheira foram realizadas nos laboratórios de microbiologia e química do solo, situados na Embrapa Agroindustrial Tropical. E a identificação das herbáceas foi realizada no Laboratório de Sistemática e Ecologia Vegetal (LASEV), da Universidade Federal do Ceará (UFC) e armazenadas no Herbário Prisco Bezerra (EAC), em Fortaleza.

Os resultados experimentais permitiram a elaboração de quatro manuscritos: 1 - Serapilheira como indicadora ambiental de espécies florestais plantadas no semiárido; 2 - Influência da cobertura florestal sobre a diversidade de herbáceas no semiárido; 3 - Diversidade de fungos micorrízicos em floresta plantada no semiárido. Esses manuscritos deverão ser submetidos as seguintes revistas: *Scientia Forestalis*, *Acta Botânica* e *Environmental Microbiology*. Além do 4º artigo intitulado ‘Perfil fitoquímico e atividade biológica de estratos etanólico de *Colubrina glandulosa* Perkins (Rhamnaceae)’, que foi submetido à revista *Hoehnea* (apêndice).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. SERAPILHEIRA COMO INDICADORA AMBIENTAL DE ESPÉCIES FLORESTAIS PLANTADAS NO SEMIÁRIDO – Revista Scientia Forestalis.

Resumo: O crescimento do setor florestal no Brasil estimula estudos sobre a influência de essências florestais no solo, por meio de indicadores ambientais como a serapilheira. Deste modo, o presente trabalho teve como objetivo caracterizar e quantificar o estrato orgânico sob as copas de três espécies de árvores exóticas e quatro espécies nativas numa faixa litorânea no estado do Ceará. Os materiais foram coletados no município de Acaraú, Ceará, em períodos de seca e chuvosos. As amostras foram pesadas, processadas e quantificadas quanto aos teores de nutrientes. As espécies exóticas como Acácia, Casuarina e Eucalipto foram as maiores contribuintes de serapilheira, estando todas sob condições semelhantes às espécies nativas. Contudo, o fluxo de macro e micronutrientes é similar entre as espécies, com altos teores de carbono, nitrogênio e ferro. A caracterização da serapilheira pode ser usada como indicador ambiental em áreas cultivadas com espécies florestais, reforçando a preservação dos recursos naturais em regiões semiáridas.

Palavras-chaves: Acúmulo. Cobertura florestal. Estrato orgânico. Macronutrientes.

Abstract: The growth of the forest sector in Brazil stimulates studies on the influence of forest essences on soil, through environmental indicators such as litter. Thus, the present work had the objective to characterize and quantify the organic extract under the crowns of three species of exotic tree and four native species in a coastal strip in the state of Ceará. The materials were collected in the municipality of Acaraú, Ceará, during periods of drought and rainfall. The samples were weighed, processed and quantified the nutrient contents. Exotic species such as Acácia, Casuarina and Eucalipto were the largest contributors of litter, all being under similar conditions to native species. However, the flow of macro and micronutrients is similar between species, with high levels of carbon, nitrogen and iron. The characterization of litter can be used as an environmental indicator in areas cultivated with forest species, reinforcing the preservation of natural resources in semi-arid regions.

Keywords: Accumulation. Forest cover. Macronutrients. Organic extract.

5.1.1. Introdução

O reflorestamento vem se destacando entre agentes públicos e empreendedores do setor agroindustrial, de modo a atender demandas crescentes por produtos madeireiros e não madeireiros. No Brasil, estima-se que há cerca de oito milhões de hectares plantados com espécies florestais (IBÁ, 2017), além das grandes extensões de terras ocupadas por florestas nativas, principalmente na Amazônia. Os sucessos obtidos na exploração de florestas plantadas têm sido atrelados às condições ambientais favoráveis à silvicultura intensiva, a adaptabilidade das essências florestais e a abundância de terras não ocupadas por outras culturas agrônomicas no país (REIS *et al.*, 2015). Ademais, o setor tem grande importância no desenvolvimento socioeconômico e ambiental do Brasil (MOREIRA, SIMIONI, OLIVEIRA, 2017).

O plantio de espécies exóticas, como Eucalipto (*Eucalyptus* spp.), Pinho (*Pinus* spp.), Teca (*Tectona grandis*) e Acácia (*Acácia* spp.) têm sido adotados no setor florestal, e sabe-se que as espécies podem influenciar de forma diferente, positiva ou negativa, a fertilidade do solo e a manutenção das características ambientais (SANTANA, ENCINAS, 2008). Procurando reduzir possíveis impactos negativos no ambiente (LIMA *et al.*, 2015) e contribuir com a sustentabilidade ambiental de florestas plantadas (KREFTA *et al.*, 2017), tem-se buscado de certa maneira, o incentivo ao uso e exploração de espécies nativas. Vale destacar que o Brasil detém a maior diversidade de espécies vegetais do mundo (BEECH *et al.*, 2017) e esse recurso pode vir a ser explorado na formação de novas florestas.

Dentre os vários indicadores ambientais, Scoriza, Correia e Silva (2017) consideraram o estrato de serapilheira, sob a vegetação de fragmentos florestais de encosta da Mata Atlântica, como medida prática e sensível às modificações do meio. Nota-se que esse estrato orgânico é formado por componentes senescentes das árvores (folhas, frutos, flores e galhos) e parte de animais dispostos em escala menor sobre a superfície do solo (MAKHLOUTA *et al.*, 2015). Dentre os vários elementos vegetais acumulados na superfície do solo, as folhas são mais representativas e contêm nutrientes orgânicos e inorgânicos que facilmente são transferidos para o solo (SILVA *et al.*, 2014).

O acúmulo de serapilheira sob as copas das espécies florestais é comumente maior em períodos mais secos e frios, quando ocorre principalmente a senescência das folhas (VILLA *et al.*, 2016). O material caído sob as árvores protege o solo do processo de erosão, funciona como isolante térmico, filtrador e armazenador de umidade (CALDEIRA *et al.*, 2007), permitindo o crescimento e proliferação de organismos do solo, que por sua vez,

auxiliam na transformação biogeoquímica de nutrientes (SHELDRAKE *et al.*, 2017; SILVA, *et al.*, 2014).

Considerando o aumento de áreas com florestas plantadas e o pouco ou quase nenhum conhecimento sobre o acúmulo de serapilheira nesse tipo de cultivo na região semiárida, procurou-se neste estudo caracterizar e quantificar o estrato orgânico sob as copas de três espécies exóticas e quatro espécies florestas nativas, plantadas numa faixa litorânea no estado do Ceará, nordeste do Brasil. Nessa região prevalecem solos arenosos com baixa fertilidade natural, e as áreas agrícolas, não raras vezes, apresentam um estágio avançado de degradação (DANTAS, *et al.*, 2012). Assim, vê-se como oportuno avaliar a serapilheira em fragmentos florestais do semiárido.

5.1.2. Material e Métodos

5.1.2.1. Descrição da área de estudo com espécies florestais

O estudo foi realizado no Baixo Acaraú no município de Acaraú, Estado do Ceará, em campo experimental com espécies florestais instaladas em área rural (coordenadas S: 3° 27' 06'' e W: 40° 08' 48'') do Sindicato das Indústrias de Móveis do Ceará (Sindmóveis). O solo da área experimental foi classificado como Neossolo Quartzarênio baseando-se na camada de 0 a 50 cm, ao apresentar classe textural areia, umidade do solo a 0,03 MPA de 4,38%, umidade a 1,5 MPA de 2,95%, pH 6,10, CE 0,19 dS.m⁻¹, matéria orgânica 9,0 g.Kg⁻¹, P 19,90, Ca⁺² 14,65, Mg²⁺ 6,45, K⁺¹,05, Na⁺ 3,35 e H⁺⁺Al⁺³ 5,40 mg.dm⁻³ (Campelo *et al.*, 2015). O clima da região é tipo Aw (Tropical, com inverno seco), classificado conforme Köppen (ALVARES *et al.*, 2014), com precipitação média anual próxima de 950 mm, com maior intensidade de chuvas entre os meses de fevereiro e maio e os eventos de seca ocorrem entre julho e novembro (DNOCS, 2017).

As coletas da serapilheira ocorreram no mês de novembro de 2016 (período seco), sem precipitação, temperatura média máxima 28,6 °C, e em maio de 2017 (período chuvoso), com precipitação de 153 mm e temperatura 26,8 °C, dados gerados na estação meteorológica automática do Perímetro Irrigado do Baixo Acaraú (INMET, 2017).

5.1.2.2. Amostragem e processamento da serapilheira

Em uma floresta com área de 3,6 h com espécies exóticas e nativas plantadas em diferentes parcelas de 270 m² (9 m por 30 m), selecionou-se sete parcelas com espécies florestais mais uma área de controle. As parcelas tinham árvores de sete anos de idade, tendo sido plantadas no espaçamento 3 m entre filas por 2 m entre plantas na fila.

Dentre as oito diferentes parcelas, uma não havia cultivo florestal (controle), quatro eram ocupadas por espécies nativas do Brasil: **1.** *Anadenanthera colubrina* (Vellozo) Brenan (Angico), **2.** *Astronium fraxinifolium* Schott. ex Spreng. (Gonçalo Alves), **3.** *Tabebuia impetiginosa* (Martius ex DC.) Standl. (Ipê rosa), **4.** *Colubrina glandulosa* Perkins (Sobrasil); outras três parcelas possuíam espécies exóticas, como: **5.** *Acacia mangium* Willd. (Acácia), **6.** *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina), **7.** *Eucalyptus urophylla* clone (GG 702 Eucalipto). A escolha de espécies teve como base o desempenho prévio das árvores, em termos de crescimento aéreo e formação de troncos.

As amostras de serapilheira foram coletadas em três subáreas de 0,246 m² escolhidas aleatoriamente dentro de cada parcela. Após a pesagem no campo, parte representativa do material vegetal foi seco em estufa, sob ventilação forçada de ar à temperatura de 65 °C, até atingir peso constante. Posteriormente, o material seco e triturado foi submetido a análise de minerais e carbono orgânico.

5.1.2.3. Caracterização da serapilheira

5.1.2.3.1. Carbono Orgânico Total (COT)

Na determinação do carbono orgânico da serapilheira seguiu-se a metodologia Yeomans e Bremner (1988) e Carmo e Silva (2012) e atrelada a adaptações, que consistiram na pesagem de 0,05 g da serapilheira seca e o uso de 20 mL de K₂Cr₂O₇ (0,167 M) de modo a facilitar a oxidação do carbono pelo dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) em meio ácido aquecido. Na titulação do estrato digerido com o sulfato ferroso amoniacal houve mudança da coloração, de roxa para a cor verde. O teor de COT foi estimado pela equação matemática descrita por Cantarella, Quaggio e Raij (2001).

5.1.2.3.2. Nitrogênio Total (NT)

O nitrogênio total foi determinado pelo método Dumas, utilizando DUMAS NITROGEN ANALYZER (NDA 701). Para essa análise utilizaram-se 50 mg de serapilheira seca e moída. Após ajustes do aparelho e a confecção da curva de calibração, as amostras de serapilheira foram transferidas para cápsulas (Tin foil cups, code A00000153) e colocadas na bandeja coletora, onde ocorreu a combustão da amostra e a oxidação do nitrogênio na presença de oxigênio. Os gases liberados (N₂, CO₂, SO₂ e H₂O) foram separados por uma coluna cromatográfica e detectados por meio de um sensor de termocondutividade, gerando um sinal elétrico proporcional à quantidade de gás, valor que foi posteriormente convertido em porcentagem de nitrogênio, conforme Vieira *et al.* (2017).

5.1.2.3.3. Dosagem de macro e micronutrientes

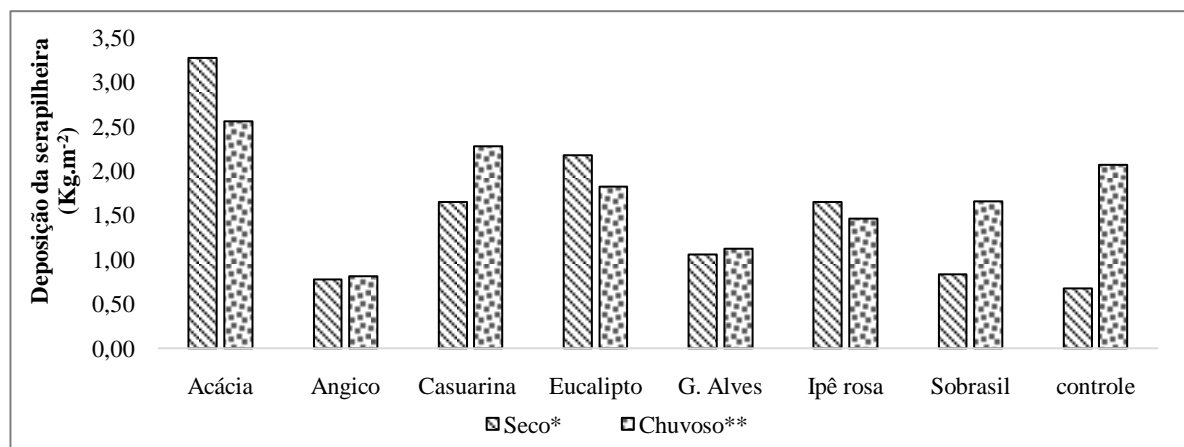
Os teores de macronutrientes (P, K, Ca, Mg, Na) e micronutrientes (Cu, Fe, Mn e Zn) foram determinados a partir de estratos digeridos em solução ácida nítrico-perclórica (3:1 v/v), por meio de espectrometria de emissão ótica com plasma acoplado indutivamente (ICP-OES), seguindo-se os procedimentos de Silva (2009). Os extratos foram obtidos a partir de 0,5 g de amostra de serapilheira previamente triturada e homogenizada, acrescida de 8 mL de solução extratora duplo ácido (HCl+HNO₃). A mistura foi deixada em repouso por 24 h, acompanhada de digestão em bloco por 4 h a 200 °C. Após resfriamento, as misturas foram agitadas, acrescidas de 50 mL de água e filtradas em papel filtro quantitativo faixa azul (filtração lenta), para posterior leitura no equipamento.

5.1.3. Resultados e discussão

A deposição do estrato orgânico formada sobre o solo variou entre as coberturas florestais (Figura 2), e as diferenças entre as espécies podem ser atribuídas ao desempenho aéreo das árvores e a produção de folhas. Holanda e colaboradores (2017) observaram que as folhas são as maiores contribuintes da serapilheira em espécies da Caatinga. A serapilheira era composta por folhas secas e galhos finos (<1 cm de diâmetro) caídos ao solo, além de resíduos das plantas do estrato herbáceo presente sob as copas das árvores. As maiores contribuições na formação desse estrato orgânico foram observadas sob as coberturas com espécies florestais exóticas, como Acácia (*Acacia mangium*), Eucalipto (*Eucalypto urophylla*

clone GG 702) e Casuarina (*Casuarina equisetifolia*), o que já era esperado em razão do desempenho prévio das árvores. A baixa produção de serapilheira observada sob as coberturas com espécies nativas, em especial para o Angico (*Anadenanthera colubrina*) e o Gonçalo Alves (*Astronium fraxinifolium*), pode estar relacionada à sua adaptabilidade às condições do ambiente do semiárido e a diminuição na queda de folhas. Destaca-se que Angico (MEDEIROS *et al.*, 2016) e Gonçalo Alves (AGUIAR *et al.*, 2004) possuem hábito foliar perene, resultando numa maior resistência das árvores em perder as folhas.

Figura 2 - Deposição da serapilheira sob as espécies florestais e a área controle (sem cultivo florestal) em Acaraú, estado do Ceará.



Média de valores do mês de novembro/2016 e maio/2017. Fonte: Elaborada pela própria autora

No presente estudo, considerou-se também resíduos de plantas do estrato herbáceo como parte da serapilheira e, sob as copas de Angico e Gonçalo Alves, havia baixa frequência de herbáceas, o que pode ser atribuído aos aleloquímicos presentes em partes das árvores, principalmente, as folhas. Silva *et al.* (2010) reportaram que certos constituintes presentes nas espécies dos gêneros *Astronium* e *Anadenanthera* inibem o crescimento de herbáceas.

Acácia, Eucalipto e Ipê rosa (*Tabebuia impetiginosa*) apresentaram maior acúmulo de serapilheira no período seco, contudo, Casuarina e Sobrasil (*Colubrina glandulosa*) exibiram comportamento semelhante ao controle, onde se observou maior deposição de material durante a quadra chuvosa. Tal acúmulo de material orgânico pode estar associado ao período de floração e frutificação dessas espécies (SIQUEIRA, 2008).

Caldeira e colaboradores (2007), relataram que espécies arbóreas crescidas sob condições ambientais similares de clima e solo, deveriam possuir taxas similares de decomposição e acúmulo de matéria orgânica. Porém, sabe-se que as espécies possuem

características morfológicas e fisiológicas diversas e que podem afetar a produção e o acúmulo de serapilheira. Em um estudo realizado por Cunha Neto *et al.* (2013), com plantios de Acácia, *Mimosa artemisiana* e Eucalipto, comparando-os com uma floresta secundária, observou-se que as espécies exóticas como Acácia e Eucalipto foram capazes de acumular maiores quantidades de serapilheira em comparação aos outros plantios. E a espécie florestal Eucalipto obteve estoques de serapilheira semelhante a uma floresta natural (com vegetação de crescimento espontâneo), durante o período seco (MATOS *et al.*, 2017; SANTOS NETO *et al.*, 2015).

A serapilheira presente na superfície do solo sob as coberturas florestais variou em termos quantitativos e na composição química (Tabela 1). Este estrato orgânico representa, segundo Caldeira *et al.* (2008), a principal via de transferência de nutrientes das plantas para o solo, entretanto, nutrientes com maior mobilidade no sistema, como K, Mg e Na podem ser mais facilmente perdidos para o solo, resultando numa menor concentração desses elementos em substratos orgânicos submetidos a períodos prolongados de chuva (VIERA, SCHUMACHER 2010).

Tabela 1- Caracterização da serapilheira com teores de carbono orgânico, e nutrientes, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado em Acaraú, Estado do Ceará.

Cobertura Vegetal	Seco ¹												
	Macronutrientes							Micronutrientes					
	C	N	CN ⁻¹	P	K	Ca	Mg	S	Na	Cu	Fe	Zn	Mn
g.Kg ⁻¹							mg.Kg ⁻¹						
Acácia	450,6	16,5	27,3	0,6	6,2	6,5	2,2	1,4	3,5	5,0	87,5	11,5	16,0
Angico	439,1	12,2	35,9	0,9	6,2	12,1	2,5	0,8	2,2	4,0	126,5	19,5	10,0
Casuarina	389,0	11,0	35,2	1,2	6,3	14,7	3,0	1,1	1,4	9,0	248,5	16,5	41,0
Eucalipto	416,4	7,1	58,7	0,6	3,7	8,2	5,8	0,8	2,6	5,0	109,5	17,5	75,0
G. Alves	425,1	6,4	66,3	1,3	6,0	14,7	4,2	1,1	0,5	3,0	107,5	6,5	15,0
Ipê rosa	379,3	13,3	28,5	0,7	8,4	11,1	3,6	2,2	1,1	4,0	189,5	9,5	13,0
Sobrasil	400,4	13,5	29,6	1,6	17,2	12,2	2,8	2,0	1,0	6,0	153,5	19,5	26,0
controle	404,8	5,2	77,7	1,1	10,5	5,1	2,8	0,9	1,9	7,0	100,5	44,5	30,0

(Continuação)

Cobertura Vegetal	Chuvoso ²												
	Macronutrientes							Micronutrientes					
	C	N	CN ⁻¹	P	K	Ca	Mg	S	Na	Cu	Fe	Zn	Mn
g.Kg ⁻¹							mg.Kg ⁻¹						
Acácia	538,1	18,1	29,8	0,7	3,7	8,4	2,8	1,3	0,6	7,0	307,5	17,5	39,0
Angico	522,6	14,4	36,3	0,6	2,5	16,1	2,3	0,8	0,1	7,0	155,5	21,5	17,0
Casuarina	529,1	18,3	28,9	1,1	4,0	17,8	3,4	1,4	0,2	6,0	362,5	18,5	73,0
Eucalipto	491,8	12,8	38,6	0,7	3,0	10,8	3,2	1,1	0,3	5,0	330,5	20,5	109,0
G. Alves	528,1	8,5	62,3	0,7	2,1	20,1	4,1	1,0	0,1	6,0	280,5	15,5	20,0
Ipê rosa	501,5	15,5	32,4	0,7	2,5	14,5	3,3	1,5	0,2	6,0	679,5	16,5	56,0
Sobrasil	510,5	18,1	28,2	0,8	5,0	8,8	2,6	1,4	0,4	6,0	243,5	16,5	43,0
controle	517,6	4,0	129,7	1,9	18,5	2,9	2,8	1,0	1,6	6,0	69,5	47,5	39,0

1- mês de novembro/2016; 2 – mês de maio/2017, Negrito para valores altos
 Fonte: Elaborada pela própria autora.

O carbono orgânico foi o nutriente mais expressivo dos constituintes da serapilheira em todas as coberturas vegetais avaliadas, por ser o principal elemento formador da matéria orgânica (FREITAS *et al.*, 2015). Os valores mais altos de C foram detectados sob as copas de Acácia (538,1 g.Kg⁻¹), Casuarina (529,1 g.Kg⁻¹) e Gonçalo Alves (528,1 g.Kg⁻¹).

Dentre os minerais o N foi também mais representativo nas coberturas florestais, com exceção de Gonçalo Alves e Eucalipto, onde se detectaram valores inferiores às médias das demais coberturas, e que pode ser explicado em parte pela presença de compostos com alta resiliência à decomposição e ao desbalanço da relação carbono e nutrientes minerais das folhas. Em áreas de cobertura com Casuarina e Sobrasil o aumento no teor de N pode estar relacionado com ao acúmulo de material durante o período chuvoso.

No controle, sem cobertura florestal, detectou-se um estrato com baixo teor de N e consequentemente com alta relação C:N, o que pode ser devida a prevalência de gramíneas do gênero *Paspallum* nessa parcela experimental. Por sua vez, os resíduos coletados sob as copas de leguminosas como Acácia, Angico e Casuarina apresentaram concentrações superiores de N, o que pode ser devida a simbiose das plantas com bactérias funcionais capazes de fixar N₂, além das características funcionais das espécies florestais (MACHADO *et al.*, 2015). Esse elemento mineral influencia na atividade metabólica de decompositores da matéria orgânica (SCORIZA; CORREIA; SILVA, 2017).

Em todas as coberturas estudadas, o teor de macronutrientes seguiu na seguinte ordem decrescente de transferência para o solo de: N>Ca>K>Mg>Na>S>P para o período

seco do ano, enquanto para a época mais úmida do ano a ordem foi de N>Ca>K>Mg>S>P>Na, semelhante aos encontradas numa área da Caatinga por Holanda *et al.* (2017). Esses nutrientes em sua maioria vêm das folhas que caem ao solo (SAVIAN MARAFIGA *et al.*, 2012), mas também não pode ser descartada a contribuição de materiais lenhosos, como galhos e outros materiais de plantas (DIAS TEIXEIRA *et al.*, 2002).

As áreas sob o cultivo de Gonçalo Alves, Eucalipto, Ipê rosa e Acácia apresentaram em ambos os períodos, altos teores de cálcio (Ca), magnésio (Mg), enxofre (S) e sódio (Na), respectivamente, quando comparadas com as outras coberturas e ao controle, que, por sua vez, mostrou maior teor de potássio (K) e fósforo (P). Para Caldeira *et al.* (2007) o N, Ca e K são importantes para o processo de ciclagem biogeoquímica de nutrientes em sítios florestais.

O nível de Ca na serapilheira está relacionado ao seu armazenamento do elemento pelas folhas, onde permanece mesmo após a senescência, e, segundo Holanda *et al.* (2017), esse nutriente é o que mais retorna ao solo via serapilheira na Caatinga (VIEIRA *et al.*, 2014). Já o K e Mg são nutrientes que podem ser translocados na planta, desta maneira, pode haver diferenças nos seus teores na serapilheira (VILLA *et al.*, 2016; CALDEIRA *et al.*, 2007). Os valores baixos de S podem afetar a decomposição e a liberação do material no solo (XU *et al.*, 2017). O baixo teor de P encontrado na serapilheira pode estar relacionado com a baixa disponibilidade deste nutriente no solo (HOLANDA *et al.* 2017), fazendo com que as plantas busquem redistribuí-lo durante a ciclagem de nutrientes dentro da floresta (CALDEIRA *et al.*, 2013).

Os teores de micronutrientes da serapilheira seguiram na seguinte ordem decrescente Fe>Mn>Zn>Cu, semelhante ao observado numa floresta Ombrófila por Caldeira *et al.* (2007; 2008).

Todas as coberturas avaliadas no presente estudo apresentaram elevados teores de Fe principalmente no período chuvoso, com exceção do controle. Segundo Caldeira *et al.* (2008) o Fe apresenta baixa mobilidade na planta e possui maior concentração nas folhas de espécies florestais o que repercute no resultado obtido na área controle, no qual se detectou menores concentrações de Fe. Nas áreas cultivadas com Eucalipto, Casuarina e na área controle, o estrato orgânico sob o solo indicou altos teores de manganês (Mn), cobre (Cu) e zinco (Zn), respectivamente, se comparados a Acácia, Angico, Gonçalo Alves, Ipê rosa e Sobrasil. A variação de Mn na serapilheira está relacionada com a sua cobertura e a perda de folhas (CALDEIRA *et al.*, 2008). Alguns micronutrientes como Zn, Fe e Mn também podem

ser influenciados pela temperatura do ar, e o Cu pela pluviosidade que ocorre na região (VIEIRA E SCHUMACHER, 2010).

5.1.4. Conclusões

A composição da serapilheira varia com as estações do ano e as características do sistema florestal. Em áreas cultivadas com espécies exóticas, como *Acacia mangium* Willd., *Casuarina equisetifolia* L. e *Eucalyptus urophylla* clone GG 702) ocorrem maiores quantidades de material orgânico em relação aos cultivos com Angico, Gonçalves, Ipê rosa e Sobrasil.

A composição dos nutrientes é similar para a serapilheira de diferentes espécies florestais, no entanto, os teores de nutrientes podem variar em razão principalmente da sua mobilidade no sistema solo-planta e do regime de chuvas que ocorre na região.

A caracterização da serapilheira em termos quantitativos e pelos seus constituintes químicos pode servir como indicador ambiental em áreas cultivadas ao demonstrar as características bióticas e abióticas de cada espécie florestal e sua influência no meio ambiente.

Referências

AGUIAR, A. V.; COELHO, A. S. G.; MOURA, M. F.; DE MORAIS, L. K.; PINHEIRO, J. B.; DE MORAES, M. L. T.; VENCOVSKY, R. Autocorrelação espacial de caracteres morfológicos em populações naturais de gongalo-alves (*Astronium fraxinifolium* Schott.). **Bioscience Journal**, v. 20, n. 1. 2004.

BEECH, E., RIVERS, M., OLDFIELD, S., e SMITH, P. P. Global Tree Search: the first complete global database of tree species and country distributions. **Journal of Sustainable Forestry** (Online), p. 1-36, 2017.

BERG, B. Decomposition patterns for foliar litter—a theory for influencing factors. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 78, p. 222-232, 2014.

CALDEIRA, M. V. W.; DOMINGUES DA SILVA, R.; HORN KUNZ, S., FERNANDES ZORZANELLI, J. P.; CHAVES CASTRO, K.; DE OLIVEIRA GODINHO, T. Biomassa e nutrientes da serapilheira em diferentes coberturas florestais. **Comunicata Scientiae**, v. 4, n. 2, 2013.

CALDEIRA, M. V. W.; MARQUES, R.; SOARES, R. V.; BALBINOT, R. Quantificação de serapilheira e de nutrientes—Floresta Ombrófila Mista Montana—Paraná. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v. 5, n. 2, 2007.

CALDEIRA, M. V. W.; VITORINO, M. D.; SCHAADT, S. S.; MORAES, E.; BALBINOT, R. Quantificação de serapilheira e de nutrientes em uma Floresta Ombrófila Densa. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 1, p. 53-68, 2008.

CAMPELO, D. H.; LACERDA, C. F.; SOUSA, J. A.; CORREIA, D.; BEZERRA, A. E. M.; ARAÚJO, J. D. M.; NEVES, A. L. R. Trocas gasosas e eficiência do fotossistema II em plantas adultas de seis espécies florestais em função do suprimento de água no solo. **Revista Árvore**, v. 39, n. 5, p. 973-983, 2015.

CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J.A.; RAIJ, B. van. Determinação da matéria orgânica. In: RAIJ, B. van; ANDRADE, J.C.; CANTARELLA, H. e QUAGGIO, J.A. Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais. Campinas, **IAC**, p.173-180, 2001.

CARMO, D. L.; SILVA, C. A. Métodos de quantificação de carbono e matéria orgânica em resíduos orgânicos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, n. 4, p. 1211-1220, 2012.

CUNHA NETO, F. V. .; LELES, P. S. S.; PEREIRA, M. G.; BELLUMATH, V. G. H.; ALONSO, J. M. Acúmulo e decomposição da serapilheira em quatro formações florestais. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 3, 2013.

DANTAS, S. P.; DAMASCENO, M. F. B.; COSTA, M. S.; COSTA, L. R. F.; BRANCO, K. G. C.; BARRETO, L. L.; LIMA, E. C. Amostragens dos solos em diferentes ambientes: litoral, serra e sertão Ceará, Brasil. **Para desenvolver a Terra: memórias e notícias de geociências no espaço lusófono**, p. 125, 2012. DOI:http://dx.doi.org/10.14195/978-989-26-0531-9_12

DNOCS (Departamento Nacional de Obras Contra as Secas). Grupos de Coordenação Executiva das Operações Agrícolas (GOA). Situação em 30/04/1991. **DNOCS -Perímetro irrigado Baixo-Acaraú. Fortaleza: 2012**. Disponível em: http://www.dnocs.gov.br/~dnocs/doc/canais/perimetros_irrigados/ce/baixo_acarau.htmlAcesso em 8 abr. 2017.

DIAS TEIXEIRA, H. C.; FIGUEIRA DIAS, M.; SILVEIRA, V.; FONTES LEITE, M. A.; FILHO OLIVEIRA, A. T. D.; SCOLFORO S, J. R. Variação temporal de nutrientes na serapilheira de um fragmento de floresta estacional semidecidual montana em Lavras, MG. **Cerne**, v. 8, n. 2, 2002.

FREITAS, I. C.; DOS SANTOS, F. C. V.; DE OLIVEIRA CUSTÓDIO FILHO, R.; CORRECHEL, V. Carbono no solo, acúmulo e qualidade da serapilheira em sistemas de produção familiar. **Floresta**, v. 46, n. 1, p. 31-38, 2016.

GAMA-RODRIGUES, E. F.; GAMA-RODRIGUES, A. C.; BARROS, N. F.; MOÇO, M. K. S. The relationships between microbiological attributes and soil and litter quality in pure and mixed stands of native tree species in southeastern Bahia, Brazil. **Canadian journal of microbiology**, v. 57, n. 11, p. 887-895, 2011.

HOLANDA, A. C.; FELICIANO, A. L. P.; FREIRE, F. J.; SOUSA, F.Q.; FREIRE, S. R. O.; ALVES, A. R. Aporte de serapilheira e nutrientes em uma área de caatinga. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 2, 2017.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA (INMET). **Estações automáticas.**

Brasília, 2017. Disponível em:

<<http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=estacoes/estacoesAutomaticas>> Acesso em 10 abr. 2017.

INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES. IBÁ: Indústria Brasileira de Árvores. Brasília, DF, 2017. p. 97, Relatório Ibá 2017. Disponível em:

<http://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_RelatorioAnual2017.pdf>. Acesso em: 23 dez. 2017.

INKOTTE, J. Produção de serapilheira e aporte de nutrientes e carbono em plantações de eucalipto e florestas nativas em duas regiões de Santa Catarina. 2013.83p. **Dissertação** (Mestrado em Manejo do Solo –Área: Manejo do Solo) –Universidade do Estado de Santa Catarina. Programa de Pós-graduação em Ciências Agrárias, Lages, 2013.

KREFTA, S. M.; BRUN, E. J.; KLEIN, D. R.; SANTOS, L. M.; KREFTA, S. C.; FRIGERI, J. V. Sustentabilidade ambiental dos solos em florestas plantadas. **rLAS@** v.2, n.1, 2017.

LIMA, R. Y. M.; JUNIOR, S. B.; PAUMGARTTEN, A. E. A.; BRABO, L. S. Dinâmica de crescimento de espécies florestais plantadas em área com conversão de capoeira através do método “recrû” em Belterra–PA. In: 19º Seminário de Iniciação Científica e 3º Seminário de Pós-graduação da Embrapa Amazônia Oriental 2015, Belém,PA Embrapa Amazônica Oriental. 2015. Disponível em:

<<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/128699/1/Pibic2015-39.pdf>> Acesso em 12/12/16.

MACHADO, D. L.; PEREIRA, M. G.; CORREIA, M. E. F.; DINIZ, A. R.; DOS SANTOS, L. L.; MENEZES, C. E. G. Ciclagem de nutrientes em diferentes estádios sucessionais da Mata Atlântica na bacia do rio Paraíba do Sul, RJ. **Bioscience Journal**, v. 31, n. 4, 2015.

MAKHLOUTA ALONSO, J.; DOS SANTOS LELES, P. S.; DO NASCIMENTO FERREIRA, L.; DA SILVA ARAÚJO OLIVEIRA, N. Aporte de serapilheira em plantio de recomposição florestal em diferentes espaçamentos. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 1, 2015.

MARICHAL, R.; MATHIEU, J.; COUTEAUX, M. M.; MORA, P.; ROY, J.; LAVELLE, P. Earthworm and microbe response to litter and soils of tropical forest plantations with contrasting C: N: P stoichiometric ratios. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 7, p. 1528-1535, 2011.

MATOS, N. M.; RIBEIRO, F. P.; GATTO, A.; BUSSINGUER, A. P. Estoque de Serapilheira em Três Fisionomias no Cerrado do Distrito Federal. **Floresta e Ambiente**, v. 24, p. e00126215, 2017.

MEDEIROS, R. L. S.; DE SOUZA, V. C.; NETO, M. A. B.; DE ARAÚJO, L.; DA SILVA BARBOSA, A.; MEDEIROS, R. L. S. Estrutura da regeneração natural de *Anadenanthera colubrina* em fragmento de brejo de altitude em Bananeiras, PB. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 36, n. 86, p. 95-101, 2016.

- MOREIRA, J. M. M. Á. P.; SIMIONI, F. J.; DE OLIVEIRA, E. B. Importância e desempenho das florestas plantadas no contexto do agronegócio brasileiro. **Floresta**, v. 47, n. 1, p. 85-94, 2017.
- REIS, C., MORAES, A. D. C., PEREIRA, A. V., DE AGUIAR, A. V., DE SOUSA, V. A., e BORGES, H. M. D. Diagnóstico do setor de florestas plantadas no Estado de Goiás. **Embrapa Florestas-Livros científicos (ALICE)**. Brasília, DF. Embrapa, 1º ed. 139 p.
- SANTANA, O. A. e ENCINAS, J. I. Levantamento das espécies exóticas arbóreas e seu impacto nas espécies nativas em áreas adjacentes a depósitos de resíduos domiciliares. **Biotemas**, v. 21, n. 4, p. 29-38, 2011.
- SANTOS NETO, A. P.; BARRETO, P. A. B.; DA GAMA-RODRIGUES, E. F.; DE NOVAES, A. B.; DE PAULA, A. Produção de serapilheira em Floresta Estacional Semidecidual e em plantios de *Pterogyne nitens* Tul. e *Eucalyptus urophylla* ST Blake no Sudoeste da Bahia. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 3, p. 633-643, 2015.
- SAVIAN MARAFIGA, J.; VIERA, M., SZYMCZAK, D. A.; VALDIR SCHUMACHER, M.; TRÜBY, P. Deposição de nutrientes pela serapilheira em um fragmento de Floresta Estacional Decidual no Rio Grande do Sul. **Revista Ceres**, v. 59, n. 6, 2012.
- SCORIZA, R. N.; CORREIA, M. E. F.; SILVA, E. M. R. O estoque de serrapilheira é eficiente como indicador ambiental em fragmentos florestais de encosta? **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 12, n. 1, p. 79-85, 2017.
- SHELDRAKE, M., ROSENSTOCK, N. P., REVILLINI, D., OLSSON, P. A., MANGAN, S., SAYER, E. J., ... e TANNER, E. V.. Arbuscular mycorrhizal fungal community composition is altered by long-term litter removal but not litter addition in a lowland tropical forest. **New Phytologist**, v. 214, n. 1, p. 455-467, 2017.
- SILVA, F. C. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. **Embrapa Informação Tecnológica**; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2009.
- SILVA, H. F.; BARRETO, P. A. B.; DE OLIVEIRA SOUSA, G. T.; AZEVEDO, G. B.; GAMA-RODRIGUES, E. F.; OLIVEIRA, F. G. R. B. Decomposição de serapilheira foliar em três sistemas florestais no Sudoeste da Bahia. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 12, n. 3, 2014.
- SILVA, R. M. G., SARAIVA, T. S., SILVA, R. B., GONÇALVES, L. A., e SILVA, L. P. Potencial alelopático de extrato etanólico de *Anadenanthera macrocarpa* e *Astronium graveolens*. **Bioscience Journal**, p. 632-637, 2010.
- SIQUEIRA, L. C. D. Levantamento florístico e etnobotânico do estrato arbóreo em sistemas naturais e agroflorestais, Araçuaia, Minas Gerais. 133 f. 2008. Programa de pós graduação em Botânica (**Dissertação**). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2008.
- VIEIRA, A. F.; CASTAGNARA, D. D., DAL ZOTTO, C. S. M., FRAPORTI, L., MALAGUEZ, E. G., e HOCH, G. C.. Metodologias para determinação de nitrogênio. **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, v. 8, n. 2, 2017.

VIEIRA, M.; SCHUMACHER, M. V. Teores e aporte de nutrientes na serapilheira de *Pinus taeda* L., e sua relação com a temperatura do ar e pluviosidade. **Revista árvore**, v. 34, n. 1, 2010.

VIERA, M.; SCHUMACHER, M. V.; ARAÚJO, E. F.; CORRÊA, R. S.; CALDEIRA, M. V. W. Deposição de Serapilheira e Nutrientes em Plantio de *Eucalyptus urophylla* X *E. globulus*. **Floresta e Ambiente**, v. 21, n. 3, p. 327-338, 2014.

VILLA, E. B.; PEREIRA, M. G.; ALONSO, J. M.; BEUTLER, S. J.; LELES, P. S. D. S. Aporte de serapilheira e nutrientes em áreas de restauração florestal com diferentes espaçamentos de plantio. **Floresta e Ambiente**, v. 23, n. 1, p. 90-99, 2016.

XU, Y., FAN, J., DING, W., GUNINA, A., CHEN, Z., BOL, R., ... e BOLAN, N. Characterization of organic carbon in decomposing litter exposed to nitrogen and sulfur additions: links to microbial community composition and activity. **Geoderma**, v. 286, p. 116-124, 2017.

YEOMANS, J.C. e BREMNER, J.M. A rapid and precise method for routine determination of organic carbon in soil. **Commun. Soil Science Plant Anal**, v. 19, p.1467-1476, 1988.

5.2. INFLUÊNCIA DA COBERTURA FLORESTAL SOBRE A DIVERSIDADE DE HERBÁCEAS NO SEMIÁRIDO – Revista Acta Botânica Brasílica

Resumo: O reflorestamento influencia o surgimento de estratos de plantas sob as copas das árvores, afetando as características do solo e da paisagem. Considerando as herbáceas sensíveis às mudanças do ambiente, e capazes de obterem benefícios de associações simbióticas com fungos micorrízicos arbusculares, avaliou-se neste trabalho a diversidade florística do estrato herbáceo formado sob as copas de três espécies florestais exóticas e quatro florestais nativas do Brasil, sendo cultivadas no semiárido cearense. As herbáceas em fase de floração foram coletadas, separadas em grupos, quantificadas identificadas e incorporadas ao acervo do Herbário Prisco Bezerra (EAC). As raízes das plantas prevalentes foram avaliadas pela colonização radicular por fungos micorrízicos arbusculares. As famílias de herbáceas mais representativas foram: Malvaceae, Fabaceae, Poaceae e Rubiaceae. As espécies *Commelina erecta*, *Momordica charantia* e *Panicum trichoide* foram mais frequentes e *Paspalum maritimum* a mais abundante. As florestais nativas como Angico (*Anadenanthera colubrina*), Gonçalo Alves (*Astronium fraxinifolium*), Ipê rosa (*Tabebuia impetiginosa*) e Sobrasil (*Colubrina glandulosa*) propiciam a formação de estrato com diversas herbáceas, enquanto nas áreas sob a influência de *Acacia mangium* Willd. (Acácia), *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina) e *Eucalyptus urophylla* clone (Eucalipto, GG 702) forma-se um estrato com baixa diversidade de herbáceas. A intensidade de colonização micorríza das herbáceas varia entre as coberturas com espécies florestais. Estes resultados levam a inferir que espécies florestais influenciam a diversidade de herbáceas e sua associação com fungos do solo. Sugere-se a realização de novos estudos sobre aleloquímicos de essências florestais e seus efeitos em solo rizosférico das florestas plantadas no semiárido.

Palavras chave: Estrato herbáceo. Espécies florestais. Colonização micorriza

Abstract: reforestation influences the emergence of plant extracts under the treetops, affecting soil and landscape characteristics. Considering herbaceous plants sensitive to changes in the environment and able to benefit from symbiotic associations with arbuscular mycorrhizal fungi, this work evaluated the floristic diversity of the herbaceous extract formed under the crowns of three exotic forest species and four forest trees native to Brazil, being cultivated in the semi-arid region of Ceará. Flowering herbaceous plants were collected, separated into groups, quantified identified and incorporated into the collection of the Herbarium Prisco Bezerra (EAC). The roots of the prevalent plants were evaluated by root colonization by arbuscular mycorrhizal fungi. The most representative herbaceous families were Malvaceae, Fabaceae, Poaceae and Rubiaceae. The species *Commelina erecta*, *Momordica charantia* and *Panicum trichoides* were more frequent and *Paspalum maritimum* the most abundant. The native forests such as Angico (*Anadenanthera colubrina*), Gonçalo Alves (*Astronium fraxinifolium*), Ipê rosa (*Tabebuia impetiginosa*) and Sobrasil (*Colubrina glandulosa*) provide the formation of extract with several herbaceous, while in the areas under the influence of *Acacia mangium* Willd. (Acácia), *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina) and *Eucalyptus urophylla* clone (Eucalipto, GG 702) an extract with low herbaceous diversity is formed. The intensity of mycorrhizal colonization of herbaceous plants varies between coverings with forest species. These results lead us to infer that forest species influence herbaceous diversity and its association with soil fungi. It is suggested to carry out new studies on allelochemicals of forest essences and their effects on rhizospheric soil of the forest planted in the semi-arid.

Keywords: Herbaceous stratum. Forest species. Mycorrhiza Colonization

5.2.1. Introdução

O reflorestamento está ganhando espaço dentro dos setores públicos e privados, principalmente pela produção de madeira e/ou outros produtos com diversas finalidades para o setor industrial (ABRÃO *et al.*, 2015). O Brasil vem se destacando perante outros países, por possuir cerca de oito milhões de hectares com florestas plantadas (IBÁ, 2017), que estão relacionadas ao desenvolvimento socioeconômico e sustentável do meio ambiente (MOREIRA, SIMIONI e OLIVEIRA, 2017). A ascensão das florestas plantadas no Brasil é devido a sua ampla extensão territorial, as condições ambientais favoráveis à adaptabilidade e ao estabelecimento das espécies florestais (REIS *et al.*, 2015).

A floresta plantada é comumente formada por espécies exóticas como o Eucalipto (*Eucalyptus* spp.), o Pinho (*Pinus* spp.), a Teca (*Tectona grandis*) e a Acácia (*Acácia* spp.) que, por sua vez, influenciam as propriedades do solo e o crescimento de plantas do estrato herbáceo e outros tipos de vegetações (DOGRA *et al.*, 2010). De outro modo, têm-se igualmente recomendado o plantio de espécies arbóreas nativas (LIMA *et al.*, 2015), visando minimizar impactos ao meio ambiente e manter a sustentabilidade ambiental com o plantio de essências florestais (KREFTA *et al.*, 2017).

As herbáceas possuem a capacidade de habitar diversos ambientes, dentre esses, os antropizados, ou seja, aqueles modificados pelo homem (CHEUNG, MARQUES e LIEBSCH, 2009). No entanto, o desenvolvimento, a riqueza e a diversidade são facilmente influenciados por fatores envolvendo a água, a luminosidade, nutriente e a presença de outros vegetais ou animais (PALLAVICINI, ALDAY e MARTÍNEZ-RUIZ, 2015; ZÁCHIA e WAECHTER, 2011). As herbáceas apresentam sensibilidade a mudanças repentinas no meio ambiente e têm sido consideradas como indicadoras de qualidade ambiental, segundo Guislon *et al.* (2016).

O estrato herbáceo atua no fluxo de energia, ciclagem e disponibilidade de nutrientes no solo, podendo interferir no desenvolvimento de outras plantas por meio de competição (GILLIAM, 2007). As influências das herbáceas no ambiente podem ser intensificadas quando estas estabelecem associação com fungos micorrizos (VERESOGLOU, WULF e RILLIG, 2017). Em herbáceas perenes, por exemplo, seu estabelecimento basicamente depende de micorrizas, visto que, a micorrização aumenta a sobrevivência da planta em ambiente sob estresse hídrico, salino e nutricional (VERESOGLOU, WULF, RILLIG, 2017, GARCIA *et al.*, 2016).

Atualmente há um incremento de trabalhos relacionados ao levantamento florístico de espécies herbáceas (GUISLON *et al.*, 2016), bem como sua associação com fungos micorrizos arbusculares (ANDRADE *et al.*, 2017; BETEKHTINA, VESELKIN, 2011), contudo, pouco se sabe sobre as plantas que compõem o estrato herbáceo em floresta plantada no semiárido. Baseando-se neste fato, o objetivo desse estudo foi avaliar a diversidade do estrato herbáceo no solo sob a influência de espécies madeireiras e avaliar a colonização micorrízica arbuscular das espécies de herbáceas prevalentes em florestas plantadas.

5.2.2. Material e Métodos

5.2.2.1. Descrição da área de estudo com espécies florestais

O estudo foi realizado em uma área rural (coordenadas S: 3° 27' 06'' e W: 40° 08' 48'') pertencente ao Sindicato das Indústrias de Móveis do Ceará (Sindmóveis) situada no município de Acaraú, Estado do Ceará. Na área contém um campo experimental com espécies florestais exóticas e nativas, sobre um solo Neossolo Quartzarênio (CAMPELO *et al.*, 2015). O clima da região é segundo a classificação de Köppen tipo Aw (Tropical, com inverno seco), com precipitação média anual próxima de 950 mm, onde os meses entre fevereiro e junho há maior intensidade de chuvas e os eventos de seca são entre julho e novembro (DNOCS, 2017).

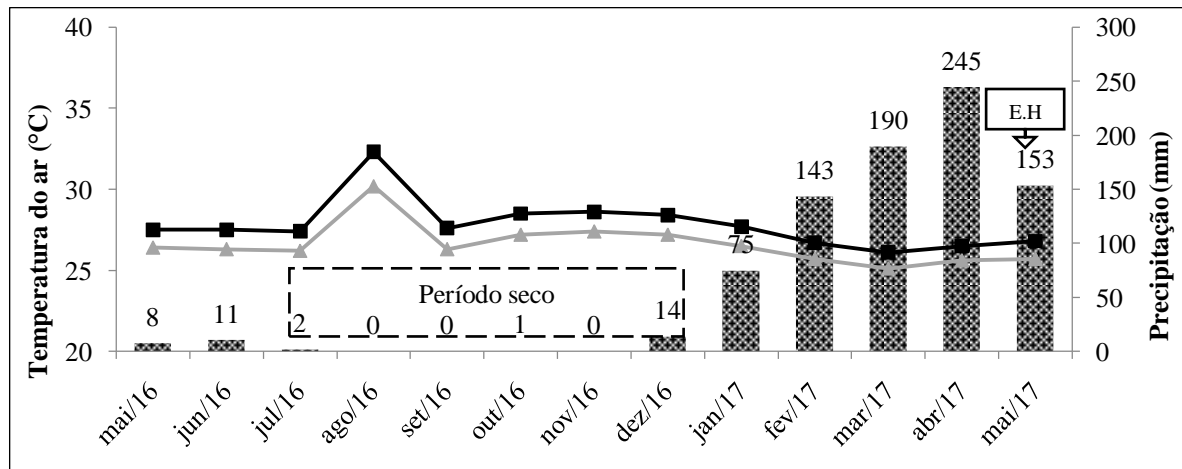
Em uma floresta com área de 3,6 hectares, com espécies exótica e nativas plantadas em diferentes parcelas de 270 m² (9 m por 30 m), após seis anos de implantação, selecionou-se sete espécies florestais junto ao controle, sem cobertura florestal.

Dentre as oito diferentes parcelas, quatro eram ocupadas por espécies nativas do Brasil: 1. *Anadenanthera colubrina* (Vellozo) Brenan (Angico), 2. *Astronium fraxinifolium* Schott. ex Spreng. (Gonçalo Alves), 3. *Tabebuia impetiginosa* (Martius ex DC.) Standl. (Ipê Rosa), 4. *Colubrina glandulosa* Perkins (Sobrasil); outras três parcelas possuíam espécies exóticas, como: 5. *Acacia mangium* Willd. (Acácia), 6. *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina), 7. *Eucalyptus urophylla* clone (GG 702 Eucalipto) e uma não cultivada (controle). A escolha de espécies teve como base o desempenho prévio em termos de crescimento aéreo e formação de troncos.

5.2.2.2. Coleta e identificação de plantas herbáceas sob as espécies florestais

O estrato herbáceo foi avaliado em maio de 2017, durante a quadra chuvosa e no período de floração das herbáceas. Estas plantas completam o ciclo em meses, secando e perdendo as folhas ou desaparecendo no começo do período seco do ano, que ocorre entre julho e dezembro (Figura 3).

Figura 3 - Dados mensais de temperatura e precipitação em Acaraú-CE.



Fonte: Elaborada pela própria autora. E.H – Coleta do estrato herbáceo

Para a avaliação desse estrato consideraram-se três subáreas de um metro quadrado dentro de cada parcela com cobertura florestal (Figura 4). As herbáceas foram cuidadosamente coletadas, separadas em grupos e quantificadas. Representantes dos grupos estabelecidos em campo foram separados, e partes contendo estruturas reprodutivas foram etiquetadas e colocadas em prensas e conduzidas ao Laboratório de Sistemática e Ecologia Vegetal (LASEV) da Universidade Federal do Ceará (UFC), em Fortaleza. Após secagem e triagem foram confeccionadas exsiccatas e incluídas no Herbário Prisco Bezerra - EAC (acrônimo conforme THIERS, 2016) da UFC. Para a identificação das espécies herbáceas foram utilizadas chaves taxonômicas, bibliografia disponível no Herbário EAC, comparações com imagens disponíveis no sítio Lista de espécies da flora do Brasil, do JBRJ- Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Com as populações de plantas herbáceas nas diferentes coberturas florestais calculou-se a frequência, a abundância (FREITAS, MAGALHÃES, 2012) e os índices de diversidade e equitatividade do estrato herbáceo, conforme Mcewan e Muller (2011).

Figura 4 - Fotos da coleta do estrato herbáceo.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

5.2.2.3. Coleta de raízes e avaliação da colonização radicular por fungos AM e ECM

As herbáceas mais frequentes em cada parcela foram usadas para coletar raízes e avaliar a colonização por fungos micorrízicos arbusculares. Amostras das raízes frescas foram lavadas em água corrente, separadas as frações mais finas (diâmetro ≤ 2 mm) sobre uma peneira, cortadas em pequenos segmentos (1 a 2 cm) e colocadas em recipientes de plástico contendo uma solução alcoólica (60% álcool comercial e 5% ácido acético), visando sua conservação até a avaliação da colonização micorrízica.

Inicialmente, as amostras de raízes passaram por clareamento, conforme Phillips e Hayman (1970), e coloração com azul de anilina em lactoglicerol (875 mL de ácido láctico, 63 mL de glicerina, 0,5 g de corante e 62 mL de água destilada). Para mensurar a taxa de colonização utilizou-se o método de interseção em placa quadriculada, conforme Geovannetti e Mosse (1980). Foram usados cerca de 80 segmentos de raízes com cerca de 1 cm cada por amostra, sendo os fragmentos espalhados em uma placa quadriculada antes da sua avaliação sob estereomicroscópio (100X a 200X). Nas raízes colonizadas anotou-se a presença de hifas (internas) ou arbúsculos, vesículas e células auxiliares característicos dos fungos micorrízicos arbusculares.

5.2.3. Resultados e discussão

Ao avaliar a diversidade de herbáceas sob as espécies florestais, foram registradas 1526 plantas no levantamento florístico, pertencentes a 19 espécies, 17 gêneros e 12 famílias.

As famílias mais representativas, em relação ao número de gêneros, foram Malvaceae, seguidas de Fabaceae, Poaceae e Rubiaceae. Estas famílias são também muito diversas em diferentes cultivos no Brasil (SOARES FILHO *et al.*, 2016).

A espécie com maior frequência (87,5%) entre as diferentes coberturas florestais foi a *Commelina erecta* (L.), pertencente a família Commelinaceae, sendo também a mais abundante na parcela cultivada com *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina). As espécies de herbáceas que apresentaram a segunda maior frequência foram *Emilia sonchifolia* (L.) DC. ex Wight (Asteraceae), *Momordica charantia* L. (Cucurbitaceae) e *Panicum trichoides* Sw. (Poaceae), com frequência de 75% cada, sendo estas encontradas em maior abundância nas parcelas cultivadas com *Astronium fraxinifolium* (Gonçalo Alves), *Eucalyptus urophylla* (Eucalipto) e Angico, respectivamente. *Paspalum maritimum* Trind. (Poaceae), foi a espécie com maior abundância, embora tenha aparecido somente nas parcelas sem cobertura florestal (controle) e nas parcelas com *Anadenanthera colubrina* (Angico), *Colubrina glandulosa* (Sobrasil) (Tabela 2).

Commelina erecta tem ampla distribuição nos biomas brasileiros (TOLKE *et al.*, 2011), inclusive na Caatinga (OLIVEIRA *et al.*, 2013) e em áreas com dominância de *Tabebuia aurea* (BUENO *et al.*, 2014). No presente estudo, essa herbácea, também foi mais abundante nas parcelas cultivadas com Casuarina, Ipê Rosa (*Tabebuia impetiginosa*) e Eucalipto. *Emilia sonchifolia* e *M. charantia* são espécies que podem ser comumente encontradas em ambientes antropizados (POLISEL *et al.*, 2011) ou em fragmentos da Mata Atlântica (PEREIRA *et al.*, 2013), porém, *M. charantia* encontra-se especialmente em áreas abertas (GOMES-COSTA; ALVES, 2012). Ambas as herbáceas foram abundantes nas subáreas com espécies florestais avaliadas.

Paspalum trichoides, também tem sido usado no controle de erosão (GALLUZZI; EYZAGUIRRE; NEGRI, 2010), dado o seu bom desempenho no solo e sob as copas de espécies arbóreas (FEITOZA, 2013). *Paspalum maritimum*, junto com *E. sonchifolia* e *C. erecta*, são comuns em áreas de dunas antropizadas do litoral nordestino (AMORIM; AMORIM; ALMEIDA JR., 2016). *Panicum maritimum*, por sua vez é encontrado em ambientes arenosos como as restingas (OLIVEIRA; SOBRINHO; FRIEDERICHS, 2015; MACIEL, OLIVEIRA e ALVES, 2009), explicando a sua abundância na parcela sem cobertura florestal.

Segundo Silva *et al.* (2013), a diversidade de herbáceas na Caatinga são divididas em poucas famílias, onde Fabaceae é o grupo mais importante, seguida por outras, citadas neste trabalho, como: Malvaceae, Poaceae, Rubiaceae, Asteraceae e Convolvulaceae.

Resultados similares foram relatados em outros ambientes da faixa litorânea do Brasil por Amaral e Lemos (2015) e Castro, Moro e Menezes (2012).

Tabela 2 - Abundância e frequência relativa (FR) de espécies do estrato herbáceo (m²) sob sete espécies florestais e uma área controle em Acaraú, estado do Ceará.

Família/ Espécie	Abundância								FR (%)
	Acácia	Angico	Casuarina	Eucalipto	Gonçalo Alves	Ipê rosa	Sobrasil	controle	
Asteraceae									
<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC. ex Wight	0,79	1,12	0,00	1,92	4,60	4,44	0,77	0,00	75,00
Commelinaceae									
<i>Commelina erecta</i> (L.)	27,17	3,35	92,52	51,92	1,15	55,56	12,31	0,00	87,50
Convolvulaceae									
<i>Ipomoea asarifolia</i> (Desr.) Roem. &Schult	0,39	0,00	0,00	0,00	2,30	0,00	0,00	0,34	37,50
Cucurbitaceae									
<i>Momordica charantia</i> L.	1,97	0,74	7,48	46,15	0,00	11,11	3,85	0,00	75,00
Cyperaceae									
<i>Cyperus aggregatus</i> (Weld.) End.	0,00	0,74	0,00	0,00	0,00	13,33	0,00	0,00	25,00
Fabaceae									
<i>Senna occidentalis</i> (L.) Link	0,00	0,00	0,00	0,00	1,15	0,00	0,00	0,00	12,50
<i>Senna obtusifolia</i> (L.) H. S. Irwin &Barneby	0,00	2,23	0,00	0,00	0,00	13,33	0,00	0,00	25,00
Lamiaceae									
<i>Marsypianthes chamaedrys</i> (Vahl) Kuntze	0,00	0,00	0,00	0,00	1,15	0,00	0,00	0,00	12,50
Malvaceae									
<i>Melochia pyramidata</i> L.	0,00	1,12	0,00	0,00	1,15	0,00	0,00	0,00	25,00
<i>Sida</i> sp.	0,00	0,37	0,00	0,00	3,45	0,00	0,00	0,00	25,00
<i>Sida procumbens</i> Sw.	0,00	0,37	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	12,50
<i>Waltheria indica</i> L.	0,00	0,00	0,00	0,00	2,30	0,00	0,00	0,00	12,50
<i>Wissadula amplissima</i> (L.)	0,00	0,37	0,00	0,00	1,15	0,00	0,00	0,00	25,00
Phyllanthaceae									
<i>Phyllanthus orbiculatus</i> Rich.	0,00	0,00	0,00	0,00	1,15	0,00	0,00	0,00	12,50
Poaceae									
<i>Paspalum maritimum</i> Trind.	0,00	0,37	0,00	0,00	0,00	0,00	80,00	99,32	37,50
<i>Panicum trichoides</i> Sw.	69,69	87,73	0,00	0,00	77,01	2,22	1,54	0,34	75,00
Rubiaceae									
<i>Borreria brownii</i> (Rusby) Standl	0,00	0,74	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	25,00
<i>Mitracarpus frigidus</i> var. <i>discolor</i> (Miq) K. Schum.	0,00	0,74	0,00	0,00	2,30	0,00	0,00	0,00	25,00
Turneraceae									
<i>Turnera subulata</i> Sm.	0,00	0,00	0,00	0,00	1,15	0,00	1,54	0,00	25,00

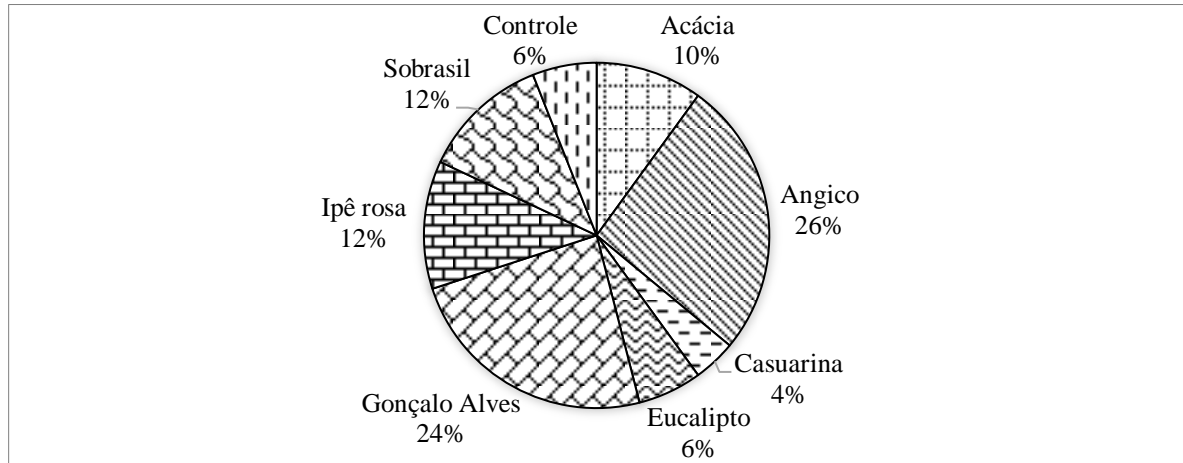
Médias de três subparcelas de 1 m² coletadas durante o período chuvosos (maio de 2017).

Fonte: Elaborada pela própria autora

As áreas que apresentaram maior riqueza em termos de estrato herbáceo foram o Angico (26%) e Gonçalo Alves (24%), e que pode ser devido à cobertura do dossel destas árvores, permitindo a entrada de feixes de luminosidade e conferindo um ambiente propício para o crescimento e a diversidade de herbáceas (ANDRADE *et al.*, 2015; INÁCIO; JARENKOW, 2008). As coberturas com menor riqueza de herbáceas foram a Casuarina com 4%, Eucalipto e controle com 6% (Figura 5).

Figura 5 - Riqueza de espécies do estrato herbáceo sob sete espécies florestais e uma área controle, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.

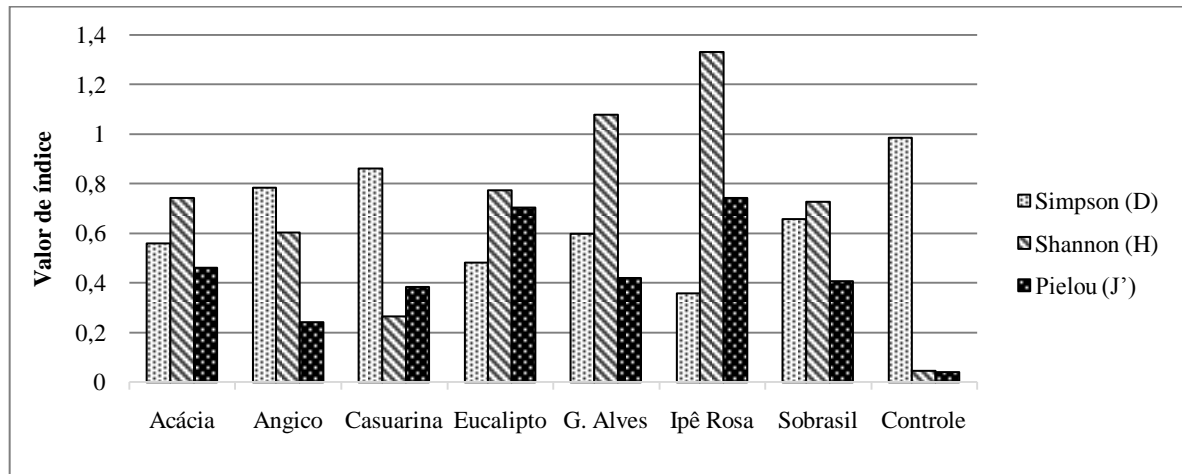
Amostragem em período chuvoso (maio de 2017).



Fonte: Elaborada pela própria autora

As parcelas cultivadas com Casuarina e a área controle apresentaram maiores índices de dominância de Simpson (D), $D=0,862$ e $D=0,986$, respectivamente, expressando a presença de uma herbácea dominante, e confirmado pelo índice de diversidade de Shannon (H), o qual é inversamente proporcional ao de Simpson (Figura 6). Esses resultados são refletidos no índice de equidade de Pielou (J'), sendo que foram detectados baixos índices de equidade em ambas as subáreas, e que pode ser devida a dominância ecológica de *C. erecta* na parcela cultivada com Casuarina e *P. maritimum* na parcela sem cobertura florestal. As parcelas cultivadas com Ipê Rosa ($H=1,331$) e Gonçalo Alves ($H=1,078$) apresentaram maiores diversidades, quando comparadas às outras coberturas, pelo fato de que o índice de Shannon atribuir maior peso às espécies raras (MELO-SANTOS *et al.*, 2014).

Figura 6 - Índices de dominância de Simpson (D), diversidade de Shannon (H) e equidade de Pielou (J') do estrato herbáceo sob sete espécies florestais e uma área controle em Acaraú, estado do Ceará.



Cálculo de índices: $D = \sum(P_i^2)$; $H = -\sum(P_i \times \ln P_i)$; $J' = H'/H_{máx.}$ /Fonte: Elaborada pela própria autora.

As espécies florestais exóticas como Casuarina e Eucalipto exibiram influência sobre a diversidade de herbáceas, possivelmente devido à produção de compostos alelopáticos (AHMED, AL-SAYED, 2016; XU *et al.*, 2015, ZHANG *et al.*, 2010, AHMED, HOQUE e HOSSAIN, 2008), visto que esses compostos podem ser encontrados em raízes e no solo da rizosfera, variando apenas com a idade da espécie florestal (ZHANG *et al.*, 2010). A Casuarina possui ainda o efeito herbicida (HOZAYN *et al.*, 2015), ou seja, permiti uma seletividade no estrato herbáceo. Já a parcela sem cobertura florestal possivelmente propiciou o surgimento de *P. maritimum*, uma espécie adaptada ao solo da região deste estudo.

Avaliação da colonização radicular por fungos AM foram realizadas em raízes de herbáceas mais frequentes. Desconsiderou-se neste trabalho tal associação em espécies raras, mas que pode vir a ser considerado com o cultivo das plantas em vasos.

As herbáceas avaliadas entre as parcelas foram *Commelina erecta* (L.) (Commelinaceae), *Momordica charantia* L. (Cucurbitaceae), *Paspalum maritimum* Trind. e *Panicum trichoides* Sw. (Poaceae), distribuídas em quinze conjuntos de indivíduos, e destes, doze apresentaram colonização por fungos micorrízicos arbusculares (Tabela 3).

Durante avaliação verificou-se que todas as raízes micorrizadas apresentaram hifas extracelulares, contudo, apenas *Paspalum maritimum* continha vesículas. Em um estudo sobre a biodiversidade das micorrizas arbusculares nos tipos de vegetação do semiárido do Estado do Ceará, ressaltou que a presença de hifas extracelulares em raízes micorrizadas é compatível com teores baixos de fósforo (PAGANO, ZANDEVALLI, ARAÚJO, 2013).

Tabela 3 - Colonização por fungos AM e ECM em raízes de espécies do estrato herbáceo frequentes entres as parcelas.

	Estrato Herbáceo	AM (%)	IAM*
Acácia	<i>P. trichoides</i>	8,14	Muito baixa
	<i>C. erecta</i>	0,0	Ausente
Angico	<i>P. trichoides</i>	0,93	Muito baixa
	<i>C. erecta</i>	0,0	Ausente
Casuarina	<i>C. erecta</i>	1,96	Muito baixa
	<i>M. charantia</i>	0,0	Ausente
Eucalipto	<i>M. charantia</i>	6,02	Muito baixa
	<i>C. erecta</i>	10,64	Muito baixa
Gonçalo Alves	<i>P. trichoides</i>	3,53	Muito baixa
Ipê rosa	<i>C. erecta</i>	10,00	Muito baixa
	<i>M. charantia</i>	15,73	Muito baixa
Sobrasil	<i>M. charantia</i>	3,96	Muito baixa
	<i>P. maritimum</i>	5,88	Muito baixa
	<i>C. erecta</i>	4,17	Muito baixa
controle	<i>P. maritimum</i>	61,18	Alta

*IAM – intensidade de ocorrência de associação micorrízica arbuscular.

Fonte: Elaborada pela própria autora.

Entre as plantas do estrato herbáceo, *Paspalum maritimum*, prevalente na parcela controle, apresentou o maior percentual de colonização de fungo micorrizo arbuscular (61,18%), quando comparado às outras herbáceas ou com indivíduos da espécie também detectada na parcela cultivada com Sobrasil. A intensidade de colonização micorrízica de *Panicum trichoides* variou de 0,93% a 8,14% em indivíduos detectados nas parcelas cultivadas com Angico, Gonçalo Alves e Acácia. Não foi visualizada a colonização micorrízica na espécie *Commelina erecta*, identificada nas parcelas cultivadas com Acácia e Angico. Já em parcelas cultivadas com Casuarina, Sobrasil, Ipê rosa e Eucalipto, o percentual de colonização da herbácea variou de 1,96% a 10,64%, valores estes considerados baixos. Já o percentual de colonização de *Momordica charantia* variou de 0 a 15,73% nas parcelas com Casuarina, Eucalipto, Ipê rosa e Sobrasil.

Verificou-se por meio desses resultados, que houve variação no percentual da colonização das raízes entre indivíduos de mesma espécie, dispersos em diferentes parcelas. Tem-se por hipótese que as espécies florestais afetaram a colonização micorrízica arbuscular das herbáceas crescidas espontaneamente sob as copas das árvores. Hipótese essa, apoiada pelo fato de que a comunidade de fungos micorrízicos e sua densidade de morfotipos podem ser diversificar dependendo do tipo da cobertura vegetal (SOUZA, FREITAS, 2017). Para a comprovação desse efeito, segundo Kiriachek *et al.* (2009), fungos micorrízicos arbusculares

são sensíveis aos compostos produzidos pelas plantas que ficam dispostos na rizosfera. Entretanto, ressalta-se a necessidade de realizar novos trabalhos que avaliem os metabólitos secundários bioativos das raízes de florestais e suas influências no solo e em fungos AM.

5.2.4. Conclusões

As espécies florestais influenciam a riqueza, dominância e diversidade do estrato herbáceo. As herbáceas mais frequente em áreas de floresta plantada foram *Commelina erecta*, *Momordica charantia* e *Panicum trichoides*, e a mais abundante foi *Paspalum maritimum*, principalmente na parcela sem cobertura florestal. As florestas nativas como Ipê rosa e Gonçalo Alves e Sobrasil favorecem o surgimento de uma maior riqueza de espécies herbáceas, diferindo das encontradas em áreas sob a influência de *Acacia mangium*, *Casuarina equisetifolia* e *Eucalyptus urophylla*.

Ao que se refere a colonização micorrízica nas raízes das herbáceas dominantes, verifica-se que a intensidade de ocorrência de associação micorrízica arbuscular difere de 0% a 61,18% entre os indivíduos encontrados em cada parcela.

Este trabalho leva a sugerir novos estudos sobre aleloquímicos produzidos por espécies florestais e seus efeitos no solo rizoférico da floresta plantada.

Referências

ABRÃO, S. F., SECCO, D., REINERT, D. J., REICHERT, J. M., e EBLING, Â. A impacto do florestamento com *Pinus taeda* L. Na porosidade e permeabilidade de um cambissolo húmico. **RevistaÁrvore**, v. 39, n. 6, 2015.

AHMED, R., HOQUE, A.T.M. R., HOSSAIN, M. K. Allelopathic effects of leaf litters of *Eucalyptus camaldulensis* on some forest and agricultural crops. **Journal of Forestry Research**, v. 19, n. 1, p. 19-24, 2008.

AHMED, T. A.; AL-SAYED, N. H. Allelopathic effects of *Casuarinaequisetifolia* L. on seed germination of some crop plants and their associated weeds. **QScience Proceedings**, v. 2016, n. 4, p. 43, 2016.

AMARAL, M. C., e LEMOS, J. R. Floristic Survey of a Portion of the Vegetation Complex of the Coastal Zone in Piauí State, Brazil. **American Journal of Life Sciences**, v. 3, n. 3, p. 213-218, 2015.

AMORIM, S.G., AMORIM, I. F. F., ALMEIDA JR, E. B. Flora de uma área de dunas antropizadas na praia de Araçagi, Maranhão. **Revista Biociências**, v. 22, n. 2, p. 18-29, 2016.

ANDRADE, D. J., WEBER, O. B., CRISÓSTOMO, L. A., DA SILVA, C. F., LOIOLA, M. I. B., QUARESMA, A. S., FERREIRA, R. N. C., PAGANO, M. C., JÚNIOR, J. O. S.. Incidence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and successor herbaceous plants in an agro-system irrigated with produced water. **Symbiosis**, v. 71, n. 3, p. 223-232, 2017.

ANDRADE, R. J., ANDRADE DA SILVA, K., FRAGA DOS SANTOS, J. M., MELO DOS SANTOS, D., PEREIRA GUERRA, T., & DE LIMA ARAÚJO, E. Influence of microhabitats on the performance of herbaceous species in areas of mature and secondary forest in the semiarid region of Brazil. **Revista de Biología Tropical**, v. 63, n. 2, p. 357-368, 2015.

BETEKHTINA, A. A.; VESELKIN, D. V. Prevalence and intensity of mycorrhiza formation in herbaceous plants with different types of ecological strategies in the Middle Urals. **Russian Journal of Ecology**, v. 42, n. 3, p. 192-198, 2011.

BUENO, M. L., DAMASCENO-JUNIOR, G. A., POTT, A., PONTARA, V., SELEME, E. P., FAVA, W. S., ... e RATTER, J. A. Structure of arboreal and herbaceous strata in a neotropical seasonally flooded monodominant savanna of *Tabebuia aurea*. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 2, p. 325-337, 2014.

CAMPELO, D. H.; LACERDA, C. F.; SOUSA, J. A.; CORREIA, D.; BEZERRA, A. E. M.; ARAÚJO, J. D. M.; NEVES, A. L. R. Trocas gasosas e eficiência do fotossistema II em plantas adultas de seis espécies florestais em função do suprimento de água no solo. **Revista Árvore**, v. 39, n. 5, p. 973-983, 2015.

CASTRO, A. S. F., MORO, M. F., e MENEZES, M. O. T. D. O complexo vegetacional da zona litorânea no Ceará: Pecém, São Gonçalo do Amarante. **Acta Botanica Brasilica**, 2012.

CHEUNG, K. C., MARQUES, M. C., e LIEBSCH, D. Relação entre a presença de vegetação herbácea e a regeneração natural de espécies lenhosas em pastagens abandonadas na Floresta Ombrófila Densa do Sul do Brasil. **Acta botanicabrasilica**, v. 23, n. 4, p. 1048-1056, 2009.

DNOCS, Departamento Nacional de Obras Contra as Secas. Grupos de Coordenação Executiva das Operações Agrícolas (GOA). Situação em 30/04/1991. **DNOCS -Perímetro irrigado Baixo-Acaraú**. Fortaleza: 2012. Disponível em: <http://www.dnocs.gov.br/~dnocs/doc/canais/perimetros_irrigados/ce/baixo_acarau.html>. Acesso em 8 abr. 2017.

DOGRA, KS, SOOD, SK, DOBHAL, PK, e SHARMA, S. Invasão de plantas estrangeiras e seu impacto na diversidade de espécies indígenas em escala global: uma revisão. **Journal of Ecology and the Natural Environment**, v. 2, n. 9, p. 175-186, 2010.

FEITOZA, M. O. M. Variações interanuais entre áreas preservada e antropogênica na assembleia de herbáceas na região semiárida do Nordeste do Brasil. 34f, 2013. **Tese**. Programa de pós-graduação em botânica. Universidade Federal Rural do Pernambuco. Recife. Pernambuco. 2013.

FREITAS, W. K., MAGALHÃES, L. M. S. Métodos e Parâmetros para Estudo da Vegetação com Ênfase no Estrato Arbóreo. **Floresta e Ambiente**, v. 19, n. 4, p. 520-540, 2012.

GALLUZZI, G., EYZAGUIRRE, P., e NEGRI, V. Home gardens: neglected hotspots of agrobiodiversity and cultural diversity. **Biodiversity and Conservation**, v. 19, n. 13, p. 3635-3654, 2010.

GARCIA, K. G. V., GOMES, V. F. F., DE ALMEIDA, A. M. M., e MENDES FILHO, P. F. Micorrizas arbusculares no crescimento de mudas de sabiá em um substrato proveniente da mineração de manganês. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 11, n. 2, p. 15-20, 2016.

GILLIAM, F. S. Response of the herbaceous layer of forest ecosystems to excess nitrogen deposition. **Journal of Ecology**, v. 94, n. 6, p. 1176-1191, 2007.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New phytologist**, v. 84, n. 3, p. 489-500, 1980.

GOMES-COSTA, G.A.; ALVES, M. Flora of the Usina São José, Igarassu, Pernambuco: Cucurbitaceae. **Rodriguésia**, v. 63, n. 4, p. 817-829, 2012.

GUISLON, A. V. CERON, K., ALVES ELIAS, G., SANTOS, R., e CITADINI-ZANETTE, V. Estrutura da vegetação herbácea em paisagens ciliares no sul de Santa Catarina, Brasil. **Ambiente & Água - An Interdisciplinary Journal of Applied Science**, v. 11, n. 3, 2016.

HOZAYN, M., EL-SHAHAWY, T. A., AA, A. E. M., EL-SAADY, A. A., e DARWISH, M. A. Allelopathic effect of *Casuarina equisetifolia* L. on wheat, associated weeds and nutrient content in the soil. **African Journal of Agricultural Research**, v. 10, n. 14, p. 1675-1683, 2015.

IBÁ, INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES. Indústria Brasileira de Árvores. Brasília, DF, 2017. p. 97, Relatório Ibá 2017. Disponível em: <http://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_RelatorioAnual2017.pdf>. Acesso em: 23 dez. 2017.

INÁCIO, C. D., e JARENKOW, J. A. Relações entre a estrutura da sinússia herbácea terrícola e a cobertura do dossel em floresta estacional no Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 31, n. 1, p. 41-51, 2008.

KIRIACHEK, S. G., CARVALHO B. A. L., PEREIRA PERES, L. E., e RODRIGUES, L. M. Regulação do desenvolvimento de micorrizas arbusculares. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, n. 1, 2009.

KREFTA, S. M.; BRUN, E. J.; KLEIN, D. R.; SANTOS, L. M.; KREFTA, S. C.; FRIGERI, J. V. Sustentabilidade ambiental dos solos em florestas plantadas. **rLAS®** v.2, n.1, 2017.

LIMA, R. Y. M.; JUNIOR, S. B.; PAUMGARTTEN, A. E. A.; BRABO, L. S. Dinâmica de crescimento de espécies florestais plantadas em área com conversão de capoeira através do método “recrû” em Belterra-PA. In: 19º Seminário de Iniciação Científica e 3º Seminário de Pós-graduação da Embrapa Amazônia Oriental 2015, Belém, PA. **Embrapa Amazônica Oriental**. 2015. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/128699/1/Pibic2015-39.pdf>> Acesso em 12/12/16.

MACIEL, J. R., OLIVEIRA, R. C., ALVES, M. *Paspalum*L. (Poaceae: Panicoideae: Paniceae) no estado de Pernambuco, Brasil. **ActaBotanicaBrasilica**, v. 23, n. 4, p. 1145-1161, 2009.

MCEWAN, R. W.; MULLER, R. N. Dynamics, diversity, and resource gradient relationships in the herbaceous layer of an old-growth Appalachian forest. **PlantEcology**, v. 212, n. 7, p. 1179-1191, 2011.

MELO-SANTOS, K. S., MARIMON, B. S., OLIVEIRA-SANTOS, C., MORANDI, P. S., FORSTHOFER, M., & MARIMON-JUNIOR, B. H. Cobertura do dossel e composição florística do estrato herbáceo-arbustivo de uma floresta estacional semidecidual na transição cerrado-amazônia em Mato Grosso, Brasil. **Heringeriana**, v. 7, n. 1, p. 51-60, 2014.

MOREIRA, J. M. M. Á. P.; SIMIONI, F. J.; DE OLIVEIRA, E. B. Importância e desempenho das florestas plantadas no contexto do agronegócio brasileiro. **FLORESTA**, v. 47, n. 1, p. 85-94, 2017.

OLIVEIRA, D. G., PRATA, A. P., e FERREIRA, R. A. Herbáceas da Caatinga: composição florística, fitossociologia e estratégias de sobrevivência em uma comunidade vegetal. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 8, n. 4, 2013.

OLIVEIRA, E. V. S., SOBRINHO, E. D. S. F., & FRIEDERICHS, M. Flora from the restingas of Santa Isabel Biological Reserve, northern coast of Sergipe state, Brazil. **Check List**, v. 11, n. 5, p. 1779, 2015.

PAGANO, M. C., ZANDEVALLI, R. B., e ARAÚJO, F. S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. **Applied soil ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.

PALLAVICINI, Y.; ALDAY, J. G.; MARTÍNEZ-RUIZ, C. Factors affecting herbaceous richness and biomass accumulation patterns of reclaimed coal mines. **Land Degradation & Development**, v. 26, n. 3, p. 211-217, 2015.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Procedimentos melhorados para limpar raízes e coloração de fungos parasitíficos e vesiculares-arbusculares micorrízicos para avaliação rápida da infecção. **Transações da British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-IN18, 1970.

PEREIRA, R. D. C. A., SILVA, J. A., e SOUZA BARBOSA, J. I. Aspectos florísticos de uma área da Mata Atlântica situada na microrregião da mata meridional do estado de Pernambuco, Brasil. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, v. 10, p. 280-307, 2013

POLISEL, R. T. Florística e fitossociologia do estrato herbáceo e da regeneração arbórea de trecho de floresta secundária em Juitituba, SP, Brasil. **Ciência Florestal**, v. 21, n. 2, 2011.

REIS, C., MORAES, A. D. C., PEREIRA, A. V., AGUIAR, A. V., DE SOUSA, V. A., e BORGES, H. M. D. Diagnóstico do setor de florestas plantadas no Estado de Goiás. **Embrapa Florestas-Livros científicos (ALICE)**. Brasília, DF, Embrapa, 1º ed. 139 p. 2015.

SILVA OLIVEIRA, E. V., SOBRINHO, E. S. F; FRIEDERICHS, M..Flora from the restingas of Santa Isabel Biological Reserve, northern coast of Sergipe state, Brazil. **Check List**, v. 11, n. 5, p. 1779, 2015.

SILVA, A. C. D. C., PRATA, A. P. D. N., e MELLO, A. A. D. Flowering plants of the Grota do Angico Natural Monument, Caatinga of Sergipe, Brazil. **Journal of species lists and distribution**. V. 9, n.4, 2013.

SOARES FILHO, A. O. S., DE PAULA, A., DOS SANTOS, A. A., DE OLIVEIRA, C. V., D'SOARES, C. S., DOS SANTOS, F. S., ... e PEREIRA, J. E. S. (2016). Plantas ruderais no Planalto Conquistense, Bahia e sua importância. *Natureza online* 14(2): 027-043 Disponível em: <<http://naturezaonline.com.br/natureza/conteudo/pdf/NOL20150902.pdf>>. Acesso em: 15 ago.17.

SOUZA, T. A. F., FREITAS, H. Arbuscular mycorrhizal fungal community assembly in the Brazilian tropical seasonal dry forest. **Ecological Processes**, v. 6, n. 1, p. 1, 2017.

THIERS, B. [continuously updated]. **Index Herbariorum**: A global directory of public herbaria and associated staff, 2016.

TOLKE, E. E. A. D., PEREIRA, A. C. L., BRASILEIRO, J. C. B., e MELO, J. I. M. A família CommelinaceaeMirb. eminselbergs do agreste paraibano. **Revista de Biologia e Farmácia–BioFar**, v. 5, n. 2, p. 1-10, 2011.

VERESOGLOU, S. D., WULF, M., e RILLIG, M. C. Facilitation between woody and herbaceous plants that associate with arbuscular mycorrhizal fungi in temperate European forests. **Ecology and evolution**, v. 7, n. 4, p. 1181-1189, 2017.

XU, Z. X., ZHANG, Y., YAO, Y., LI, H. M., e LI, L. Allelopathic effects of *Casuarinaequisetifolia* extracts on seed germination of native tree species. **AllelopathyJournal**, v. 36, n. 2, 2015.

ZÁCHIA, R. A. e WAECHTER, J. L. Diferenciação espacial de comunidades herbáceo-arbustivas em florestas costeiras do Parque Nacional da Lagoa do Peixe, Rio Grande do Sul. **Pesquisas: Botânica**, v. 62, p. 211-238, 2011.

ZHANG, D. J., ZHANG, J., YANG, W. Q. e WU, F. Z. Potential allelopathic effect of *Eucalyptus grandis* across a range of plantation ages. **Ecological Research**, v. 25, n. 1, p. 13-23, 2010.

5.3. DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRÍZOS EM FLORESTA PLANTADA NO SEMIÁRIDO DO BRASIL – Revista Environmental Microbiology

Resumo: O objetivo desse trabalho foi avaliar as associações micorrízicas em três espécies florestais exóticas e quatro nativas do Brasil, com ênfase na diversidade de fungos micorrízos arbusculares (MA) em uma floresta plantada no semiárido do Estado do Ceará. Amostras de solo superficial e raízes das essências florestais foram coletadas ao longo de um ano. No solo determinaram-se as densidades de esporos de comunidades dos fungos MA e estimaram-se os índices de dominância de Simpson, diversidade de Shannon e equitatividade de Pielou, de espécie indicadora (IndVal) e teor de glomalina. As raízes finas das essências (< 2 mm de espessura) foram avaliadas pela colonização por fungos MA e ectomicorrízicos (ECM). O estudo mostrou que as espécies florestais influenciaram na diversidade de morfotipos de fungos MA, visto que, os gêneros mais representativos no solo sob as diferentes espécies florestais estudadas foram *Acaulospora*, *Claroideoglomus* e *Glomus*. Foram consideradas espécies indicadoras de ambientes com espécies florestais, os morfotipos de esporos de *Gigaspora margarita*, *Acaulospora* spp., *Glomus brohultii* e *Scutellospora calospora*. Todas as espécies florestais estabeleceram em suas raízes associações simbióticas com fungos micorrízos arbusculares, e somente as quatro espécies, Acácia (*Acacia mangium*), Casuarina (*Casuarina equisetifolia*), Eucalipto (*Eucalyptus urophylla* clone GG 702) e Angico (*Anadenanthera colubrina*), formaram ectomicorrizas. Os teores das frações da glomalina foram semelhantes entre as espécies estudadas. A composição de fungos micorrízos arbusculares é influenciada pela espécie arbórea, o que denota a importância de estudos sobre indicadores biológicos na preservação dos recursos florestais em regiões semiáridas.

Palavras chave: Ectomicorrizas. Glomalina. Micorríza arbuscular. Manejo de solo florestal

Abstract: The objective of this work was to evaluate the mycorrhizal associations in three exotic forest species and four native Brazilians, with emphasis on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (AM) in a forest planted in the semi - arid state of. Surface soil samples and roots of the forest essences were collected over a year. In the soil were determined the spore densities of communities of the fungi MA and estimated the rates of dominance of Simpson, diversity of Shannon and equality of Pielou, indicative species (IndVal) and glomalin content. The fine roots of the essences (< 2 mm thick) were evaluated by colonization by fungi MA and ectomycorrhizal (ECM). The study showed that forest species influenced the diversity of morphotypes of MA fungi, since the most representative genera in the soil under the different forest species studied were *Acaulospora*, *Claroideoglomus* and *Glomus*. The spore morphotypes of *Gigaspora margarita*, *Acaulospora* spp., *Glomus brohultii* and *Scutellospora calospora* were considered indicative species of environments with forest species. The glomalin fractions contents were similar among the studied species. All the forest species established in their roots symbiotic associations with arbuscular mycorrhizal fungi, and only the four species, Acacia (*Acacia mangium*), Casuarina (*Casuarina equisetifolia*), *Eucalyptus urophylla* clone GG 702 and Angico (*Anadenanthera colubrina*), formed ectomycorrhizae. The composition of arbuscular mycorrhizal fungi is influenced by tree species, which indicates the importance of studies on biological indicators in the preservation of forest resources in semiarid regions.

Keywords: Ectomycorrhizae. Glomalin. Arbuscular mycorrhizal. Management of forest soil

5.3.1. Introdução

O florestamento está se tornando uma atividade de grande importância para o desenvolvimento socioeconômico e ambiental do Brasil (MOREIRA, SIMIONI, OLIVEIRA, 2017). Deste modo, empreendedores têm investindo em florestas plantadas, procurando atender as crescentes demandas de produtos madeireiros e não madeireiros (ABRÃO *et al.*, 2015). No Brasil, estima-se que há cerca de oito milhões de hectares plantados com espécies florestais (IBÁ, 2017), além das grandes extensões de terras ocupadas por florestas nativas, principalmente na Amazônia. A expansão do setor florestal no país é devida a sua ampla extensão territorial, à abundância de terras não cultivadas, às condições ambientais propícias para a silvicultura ativa e à adaptabilidade das espécies florestais (REIS *et al.*, 2015).

As florestas plantadas no Brasil são formadas principalmente por espécies exóticas, como o Eucalipto (*Eucalyptus* spp. e *Corymbia* spp.), o Pinho (*Pinus* spp.), a Teca (*Tectona grandis*) e a Acácia (*Acácia* spp.), além de espécies nativas como Araucária (*Araucaria angustifolia*), Seringueira (*Hevea* spp.), e Paricá (*Shizolobium amazonicum*) (ARAUJO *et al.* 2017). Sabe-se que espécies florestais causam modificações nas propriedades do solo, afetando atributos biológicos envolvendo a composição das comunidades de fungos micorrizos (SOUZA, FREITAS, 2017).

A interferência de espécies arbóreas exóticas na fertilidade do solo (SANTANA, ENCINAS, 2008) de certo modo, tem estimulado o uso de espécies nativas (LIMA *et al.*, 2015), o que se justifica no Brasil, dada a sua grande diversidade de espécies vegetais (BEECH *et al.*, 2017). Esse recurso pode ser melhor explorado para a formação de novas florestas, tencionando diminuir os impactos ao meio ambiente e promovendo a sustentabilidade ambiental (KREFTA *et al.*, 2017).

Em sistemas florestais, a interação da planta com a microbiota do solo é essencial para adaptação e sobrevivência de uma espécie arbórea, contribuindo para a sustentabilidade ambiental (SOUZA *et al.* 2010). Alguns fungos do solo colonizam as raízes das plantas formando uma associação simbiótica, onde as plantas fornecem carboidratos vitais aos fungos, e estes propiciam a absorção e transferência de água e nutrientes do solo para as plantas (ANDREAZZA *et al.* 2008).

As plantas estabelecem naturalmente associações com diferentes tipos de fungos micorrízicos (VARMA, HOCK, 1995), sendo que o tipo ectomicorrízo (ECM) é comumente relacionado a essências florestais (BUSCOT *et al.*, 2015; VARGAS *et al.*, 2010,) e do tipo

arbuscular (MA) é comum em culturas agronômicas (MOREIRA, SIQUEIRA, 2006). Mas, vale destacar que os fungos MA associam-se com 85% das plantas terrestres podendo ser encontrados em biomas com solos de rápida decomposição e mineralização de nutrientes (VARGAS *et al.*, 2010), tal como ocorre em ecossistemas tropicais (MENDES FARIA *et al.*, 2013; SMITH *et al.*, 2011) e regiões áridas e semiáridas (MARTÍNEZ-GARCÍA *et al.* 2011), destaca-se ainda a capacidade dos fungos MA em produzir a proteína glomalina que é capaz de auxiliar na agregação e estoque de carbono no solo (SOUSA *et al.*, 2012), favorecendo na retenção de umidade e atuando como agentes condicionantes (SINGH; RAI; SINGH, 2016).

Ambos os tipos de fungos micorrízicos (MA e ECM) podem ser encontrados em florestas de Eucalipto (CAMPOS *et al.*, 2011), Acácia (AGGANGAN, MOON, 2010), Casuarina (DIAGNE *et al.*, 2013) e outras espécies (COMAS *et al.*, 2014; WANG, QIU, 2006). Os fungos MA são atuantes na absorção de nutrientes mesmo na presença dos ECM, durante a fase inicial do desenvolvimento da espécie arbórea, resultando no aumento da sua taxa de sobrevivência (ANDREAZZA *et al.* 2008). Este fato reforça o manejo de fungos MA em florestas plantadas (CALDEIRA *et al.*, 2017; SOARES *et al.*, 2017; STOFFEL *et al.*, 2016). Por sua vez, os fungos ECM proporcionam uma alteração do sistema radicular, aumentando a ramificação das raízes de absorção de água e nutrientes (ANDREAZZA *et al.* 2008).

Os fungos micorrízicos podem ser considerados bioindicadores de impactos ambientais (VERBRUGGEN *et al.*, 2012; EGLI, 2011; SCHREINER *et al.*, 2007), visto que a sua diversidade é influenciada por características de fertilidade (SANTOS, SOCORIZA, FERREIRA, 2013) e manejo do solo (VÁLYI *et al.*, 2016), práticas agrícolas (ANGELINI *et al.*, 2012), coberturas vegetais e distribuição e tamanho das plantas hospedeiras (DAWKINS, ESIÖBU, 2017).

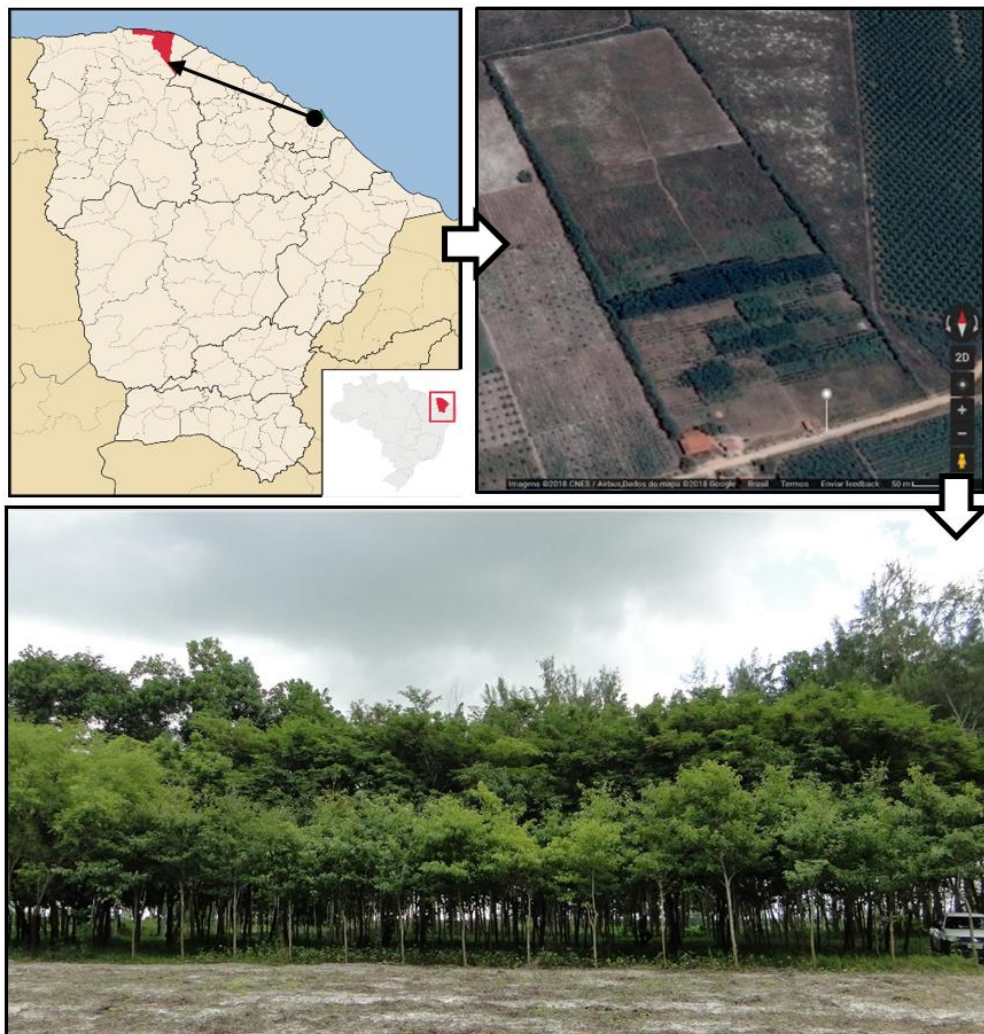
Considerando a expansão de áreas com espécies florestais e a necessidade da preservação dos recursos naturais, realizou-se um estudo sobre ocorrência de associações micorrízicas, com ênfase em fungos MA e o teor de glomalina em solos sob sete cultivos com florestais madeireiras estabelecidas em condições do semiárido cearense.

5.3.2. Material e métodos

5.3.2.1. Descrição da área de estudo com espécies florestais.

O estudo foi realizado em campo experimental (coordenadas S: 3° 27' 06'' e W: 40° 08' 48'') com espécies florestais instaladas numa área rural do Sindicato das Indústrias de Móveis do Ceará (Sindmóveis), localizada no Baixo Acaraú, Estado do Ceará, ver em figura 7. O solo dessa área foi classificado como Neossolo Quartzarênio (CAMPELO *et al.*, 2015). O clima da região é do tipo Aw (Tropical, com inverno seco), segundo a classificação de Köppen, tendo-se uma precipitação média anual próxima de 900 mm, com maior intensidade das chuvas entre fevereiro e junho e eventos de seca entre julho e novembro (DNOCS, 2013).

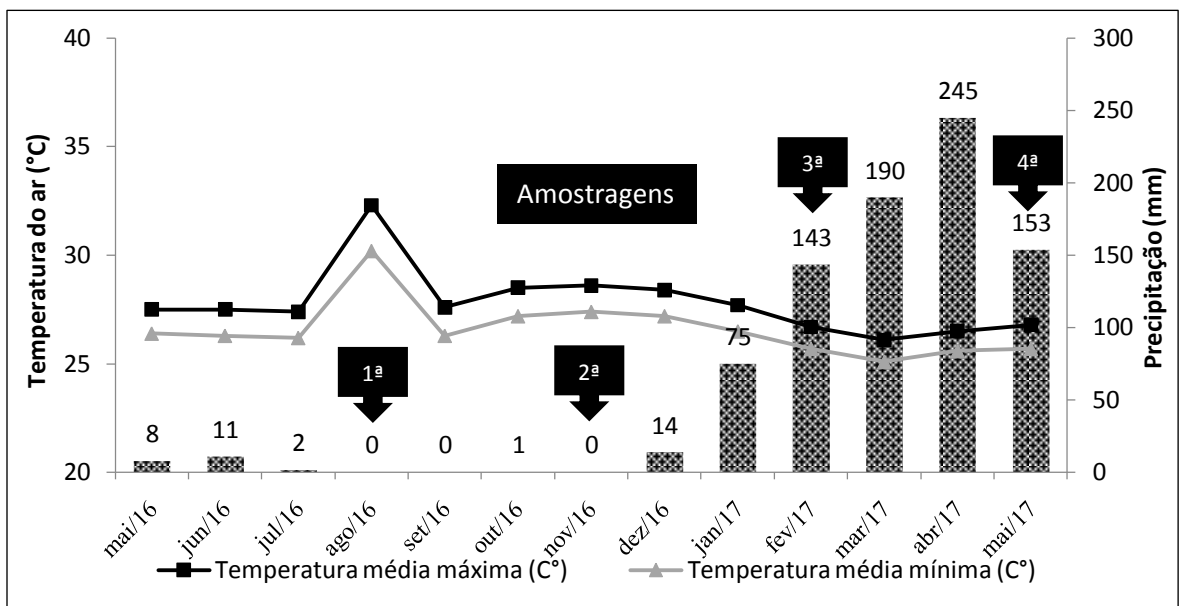
Figura 7 - Localização do campo experimental com espécies florestais no município de Acaraú, estado do Ceará.



Fonte: Google, elaborada pela própria autora.

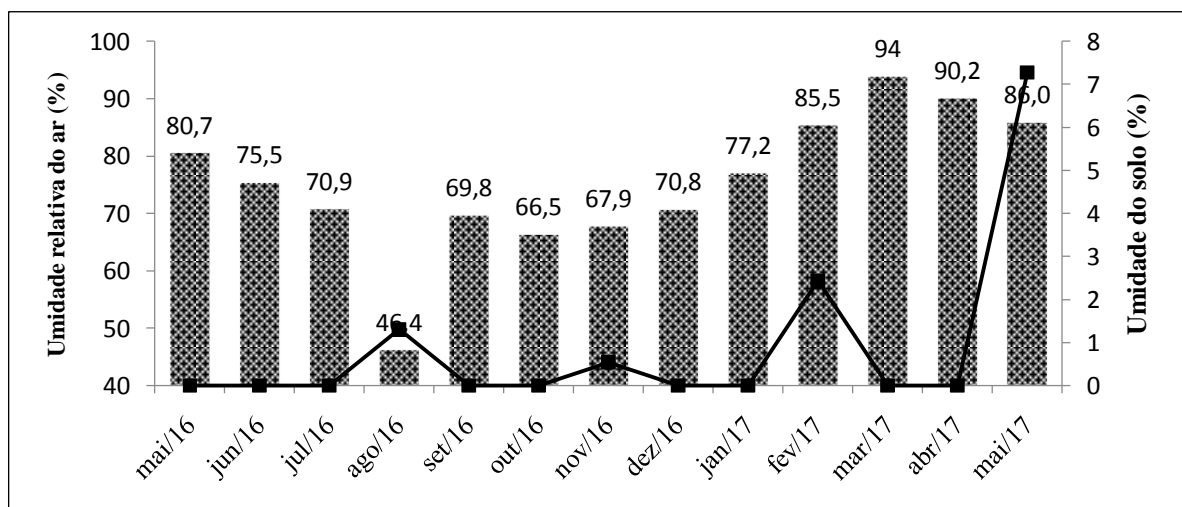
Durante o período de abrangência do estudo (agosto/2016 a maio/2017) foram anotados dados de temperatura do ar, da distribuição pluviométrica (Figura 8) e das umidades do ar, gerados na estação meteorológica automática do Perímetro Irrigado do Baixo Acaraú (INMET, 2017), e a umidade do solo coletado no campo experimental de Acaraú (Figura 9). Com base nas variações de pluviosidade, temperatura e umidade do ar definiram-se as épocas de amostragem do solo e das plantas na área experimental.

Figura 8 - Dados mensais de temperatura e precipitação em Acaraú-CE.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

Figura 9 - Dados de umidade relativa do ar e umidade do solo na área experimental em Aracaú - CE.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

5.3.2.2. Amostragem do solo

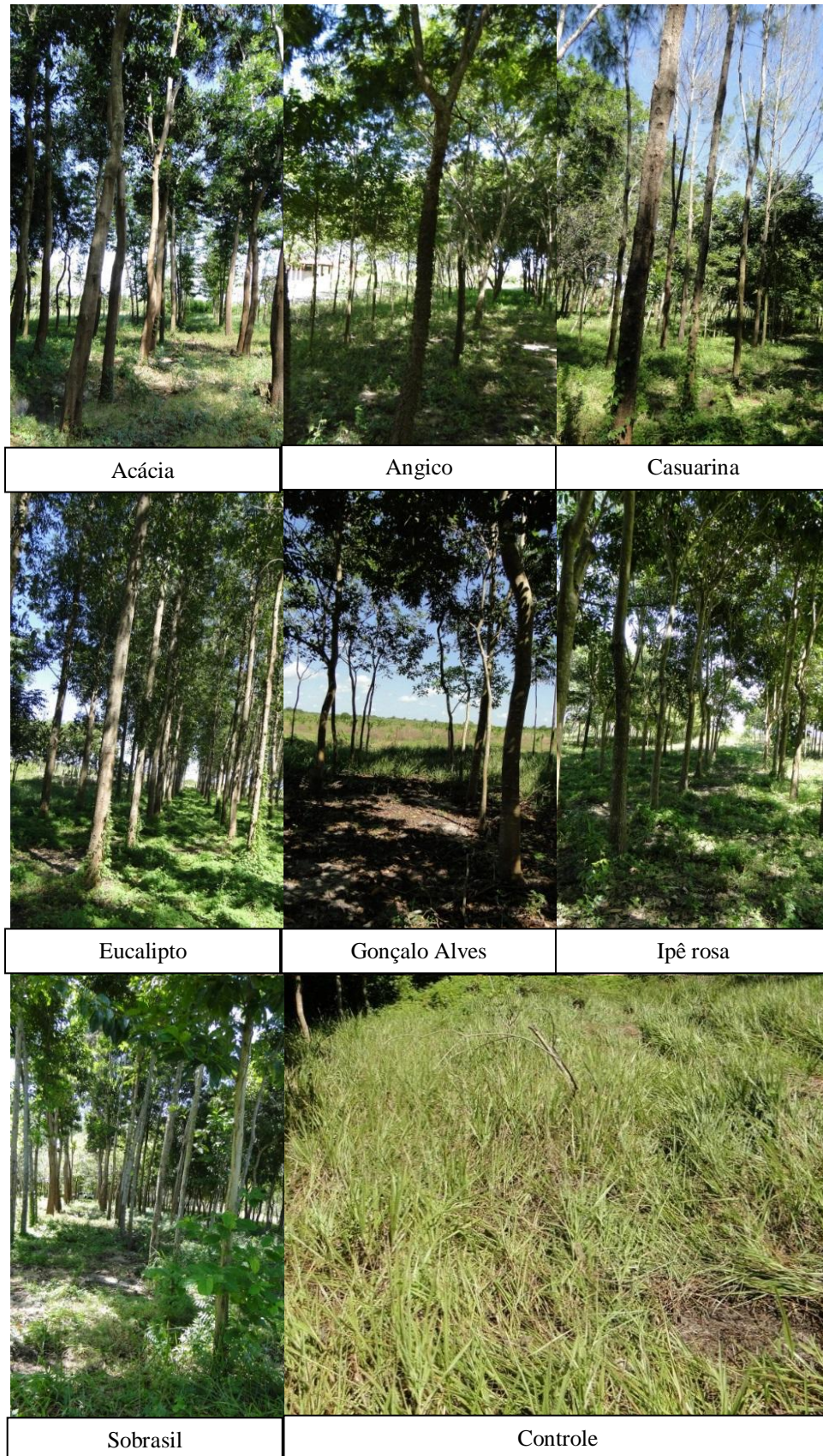
Em uma floresta plantadas com área de 3,6 hectares, selecionaram-se oito diferentes parcelas de 270 m² (9 m por 30 m) com espécies florestais exóticas, nativas e uma área controle, sem cobertura florestal. As parcelas tinham árvores plantadas em outubro de 2010 a maio de 2011 com espaçamento de 3 m entre filas por 2 m entre plantas na fila, o que totalizando 30 plantas por parcela.

Dentre as diferentes parcelas, quatro eram ocupadas por espécies nativas do Brasil: 1) *Anadenanthera colubrina* (Vellozo) Brenan (Angico), 2) *Astronium fraxinifolium* Schott. ex Spreng. (Gonçalo Alves), 3) *Tabebuia impetiginosa* (Martius ex DC.) Standl. (Ipê Rosa), 4) *Colubrina glandulosa* Perkins (Sobrasil); outras três parcelas possuíam espécies exóticas, como 5) *Acacia mangium* Willd. (Acácia), 6) *Casuarina equisetifolia* L. (Casuarina), 7) *Eucalyptus urophylla* clone GG 702 (Eucalipto); ao lado da área sem cobertura florestal.

A escolha de espécies teve como base no desempenho prévio das árvores em termos de crescimento aéreo e formação de troncos para uso no setor moveleiro. Os aspectos visuais das árvores em agosto de 2016 são apresentados na Figura 10.

As amostragens do solo foram realizadas em quatro diferentes períodos do ano: 8 e 9 de agosto/2016 (época 1) e novembro/2016 (época 2), fevereiro/2017 (época 3) e maio/2017 (época 4). As amostras do solo sempre foram compostas de 15 ou mais amostras simples tiradas da camada de 0 a 10 cm de profundidade a cerca de um metro distante das árvores ao longo da fileira central dentro das áreas selecionadas. Nas mesmas épocas também foram coletadas raízes finas (≤ 2 mm de diâmetro) das espécies estudadas, considerando a mesma profundidade das amostras de solo.

Figura 10 - Imagem de espécies florestais e coberturas verdes nas parcelas selecionadas.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

5.3.2.3. Processamento das amostras de solo e raiz

As amostras de solo foram peneiradas logo após sua coleta no campo (peneira com malhas com 2 mm de abertura), guardadas em sacos plásticos etiquetados e conduzidas ao laboratório de microbiologia do solo (Embrapa Agroindustrial tropical), onde foram mantidas sob refrigeração à temperatura de 4 °C até sua análise.

Por sua vez, as raízes finas das árvores em cada parcela foram umedecidas, visando manter a sua integridade, embaladas e conduzida ao laboratório de Solos Embrapa Agroindústria Tropical. Em seguida, as raízes foram cuidadosamente lavadas em água corrente, separadas sobre uma peneira, cortadas em pequenos segmentos (1 a 2 cm) e guardadas em recipientes de plástico contendo uma solução alcoólica (60% álcool comercial e 5% ácido acético) (Figura 11), para posterior análise da atividade micorrízica.

Figura 11 – Sequência do processamento das raízes.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

01 – lavagem das raízes; 02 – frasco identificado; 03 – corte de raízes; 04 – Solução para conservação de raízes; 05 – preenchimento do frasco com raízes e a solução; 06 – frasco pronto para o armazenamento.

5.3.2.4. Atividade de fungos micorrízicos

5.3.2.4.1. *Extração de esporos de fungos ma do solo*

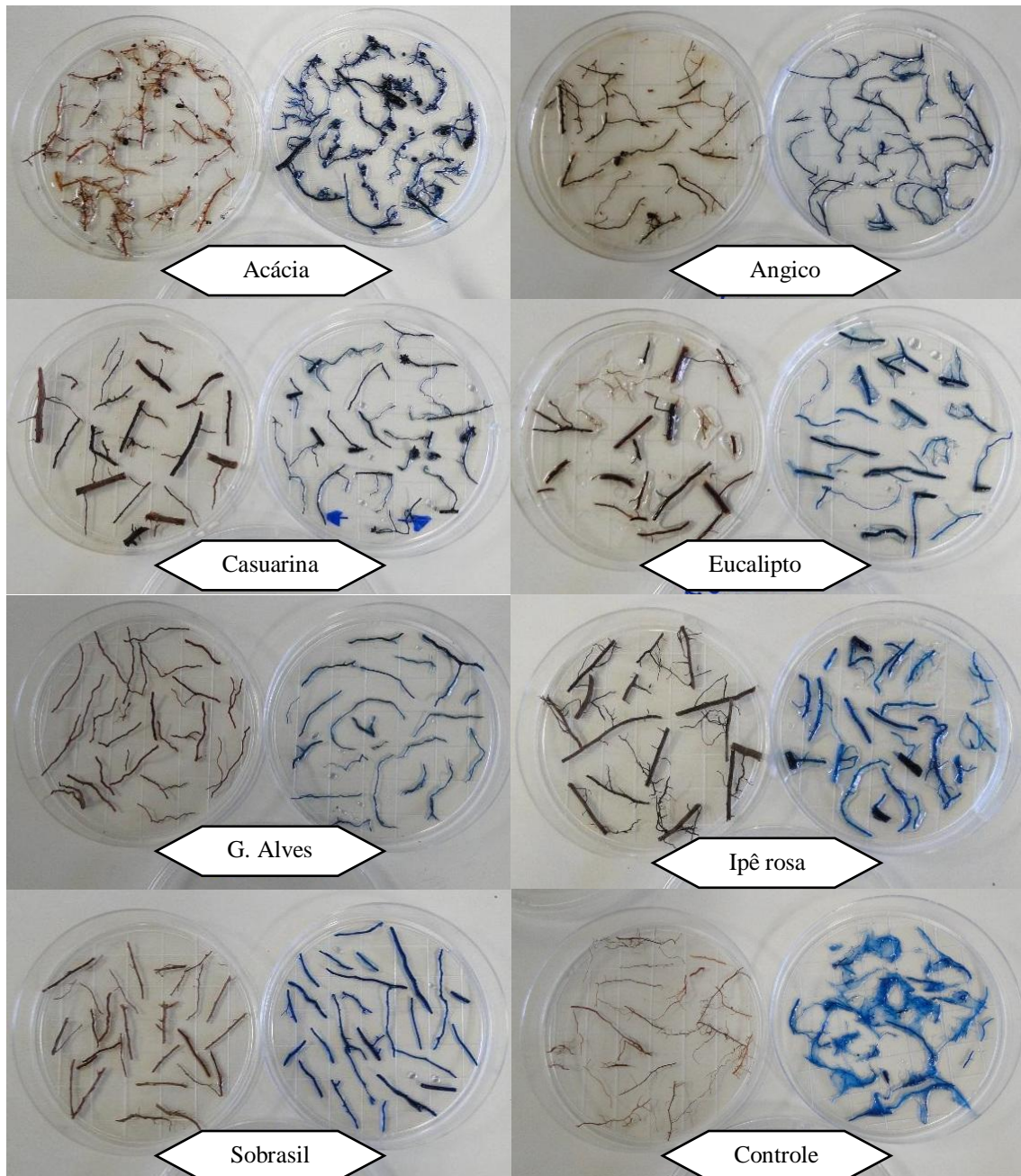
Os esporos de fungos micorrízicos foram extraídos do solo por decantação e peneiramento úmido, conforme Gerdemann e Nicolson (1963), seguida da centrifugação a 2000 rotações por minuto (RPM) com flutuação de esporos em gradiente de sacarose a 50% (BRUNDRETT *et al.*, 1996). A contagem de morfotipos de esporos de fungos MA foi realizada sob estereomicroscópio (50X até 200X), usando-se placas de Petri, em poliacrilamida, riscadas nos intervalos de 0,3 cm. As populações dos morfotipos de esporos similares na cor, tamanho, formato e características da superfície foram anotados, seguindo-se os procedimentos descritos por Morton (1988) e as características dos fungos MA disponíveis no INVAM (The International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi). Representantes dos morfotipos de fungos MA foram montados em lâminas, usando como fixador as soluções de PVLG (álcool polivinílico-lactoglicerol) e PVLG + reagente de Melzer's visando a identificação das espécies fúngicas.

5.3.2.4.2. *Avaliação da colonização radicular por fungos MA e ECM*

A atividade micorrízica foi avaliada em raízes finas (≤ 2 mm de espessura) das espécies florestais. Inicialmente, as amostras de raízes passaram por clareamento, conforme foi proposto por Phillips e Hayman (1970), e colocação com azul de anilina em lactoglicerol (875 mL de ácido láctico, 63 mL de glicerina, 0,5 g de corante e 62 mL de água destilada). Para mensurar a atividade ou taxa de colonização utilizou-se o método de interseção em placa quadriculada, conforme Geovannetti e Mosse (1980). Foram usados cerca de 80 segmentos de raízes com cerca de 1 cm por amostra, sendo os fragmentos espalhados em uma placa quadriculada (Figura 12) antes da sua avaliação sob estereomicroscópio (50X a 200X). Em raízes colonizadas por fungos anotou-se a presença de hifas (internas) ou arbúsculos, vesículas e células auxiliares típicas dos fungos MA.

Para avaliar a colonização por fungos ectomicorrízicos seguiu-se Brundrett *et al.* (1996), sendo consideradas colonizados os segmentos que apresentavam manto fúngico, conforme Carrelho *et al.* (2011). Para se estimar o grau de intensidade de colonização ectomicorrízica adotaram-se as faixas: a) muita alta ($> 80\%$), b) alta (60-79%), c) média (40-59%), d) baixa (20-39%), e) muito baixa (19-1%), conforme Zangaro *et al.* (2002).

Figura 12 – Imagens de placas quadriculadas contendo segmentos de raízes usadas para a avaliação da atividade micorrízica.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

5.3.2.4.3. Determinação da glomalina do solo

A glomalina foi quantificada em duas frações: proteína relacionada à glomalina facilmente extraível (PSRG-FE) e glomalina total (GT), seguindo-se as condições de extração propostas por Wright e Updahyaya (1998) e Rillig (2004). A PSRG-FE foi obtida pela extração em autoclave, utilizando-se 1 g de solo e 8 mL de solução citrato de sódio 20 mmol.L⁻¹ (pH 7,0), a 121 °C, por 30 min. Por sua vez, a GT foi obtida utilizando-se 1 g de solo e 8 mL de citrato de sódio 50 mmol.L⁻¹ (pH 8,0), a 121 °C, por 60 min. Para extração dessa fração, foram necessários quatro a sete ciclos de autoclavagem, dependendo da amostra, até que atingisse a cor amarela-clara. Em ambas as frações, após a autoclavagem, foi realizada centrifugação a 4000 rpm por 10 min, sendo o sobrenadante removido para posterior quantificação da proteína.

A quantificação da glomalina foi efetuada pelo método Bradford (1976), modificada por Wright *et al.* (1996), usando o corante Comasié Brilliant Blue (reagente de Bradford) e como padrão albumina de soro bovino (BSA). Na quantificação da glomalina foram adicionados, em cada poço de uma placa de 96 poços, 180 µL de solução de fosfato de sódio salino (PBS), 20 µL do sobrenadante (correspondente a cada amostra), e 50 µL de corante (reagente de Bradford), e após 5 min procedeu-se a leitura em espectrofotômetro em 595 nm. As concentrações de ambas as frações de glomalina foram corrigidas para mg.g⁻¹ de solo.

5.3.2.5. Índices e análises ecológicas

5.3.2.5.1. Descritores quantitativos de riqueza e diversidade de espécies

As populações de morfotipos e espécies de fungos MA foram comparadas entre as diferentes parcelas com cobertura florestal. Os índices ecológicos foram estimados pelo número de morfotipos ou espécies (S) e total de esporos de fungos MA por 50 gramas de solo seco (N), seguindo-se os procedimentos adotados por Mcewan e Muller (2011). Determinou-se a riqueza de espécies, a porcentagem de indivíduos e a sua frequência por cobertura florestal, por meio da abundância e frequência relativa. A dominância e diversidade de fungos MA foi realizada usando os índices de Simpson (D) e Shannon (H), conforme as equações 1 e 2. Calculou-se também o Shannon máximo ($H_{\text{máximo}} = \log(S)$), Shannon mínimo ($H = N/(N -$

S)) e o índice de equitabilidade de Pielou ($J = H'/H_{\max}$), este, para avaliar a uniformidade da distribuição dos indivíduos presentes na amostra segundo Laroca (1995).

$$D_s: \sum \left(\left(P_i = \frac{n^{\circ} \text{ total da espécie na área}}{N} \right)^2 \right) \quad (1)$$

$$H' = \sum \left(\left(P_i = \frac{n^{\circ} \text{ total da espécie na área}}{N} \right) \times \ln \right) \quad (2)$$

5.3.2.5.2. Análise de morfotipo de esporo e espécie indicadora de fungos MA no solo

O índice de valor (IndVal) de morfotipo de esporos ou espécie indicadora de fungos MA do solo foi determinado conforme Dufrene e Leandre (1997), com intuito de determinar a influência dos tratamentos (espécies florestais) sobre o atributo avaliado no solo. Os valores de IndVal dos diferentes ambientes ou coberturas florestais foram obtidos a partir da combinação dos valores de abundância relativa e frequência da ocorrência do gênero e das espécies, e posteriormente comparados no teste de Monte Carlos, a 5% de probabilidade. Todos os cálculos foram realizados no programa estatístico R Development Core Team 2014, segundo Ferreira e colaboradores (2015).

5.3.3. Resultados e discussão

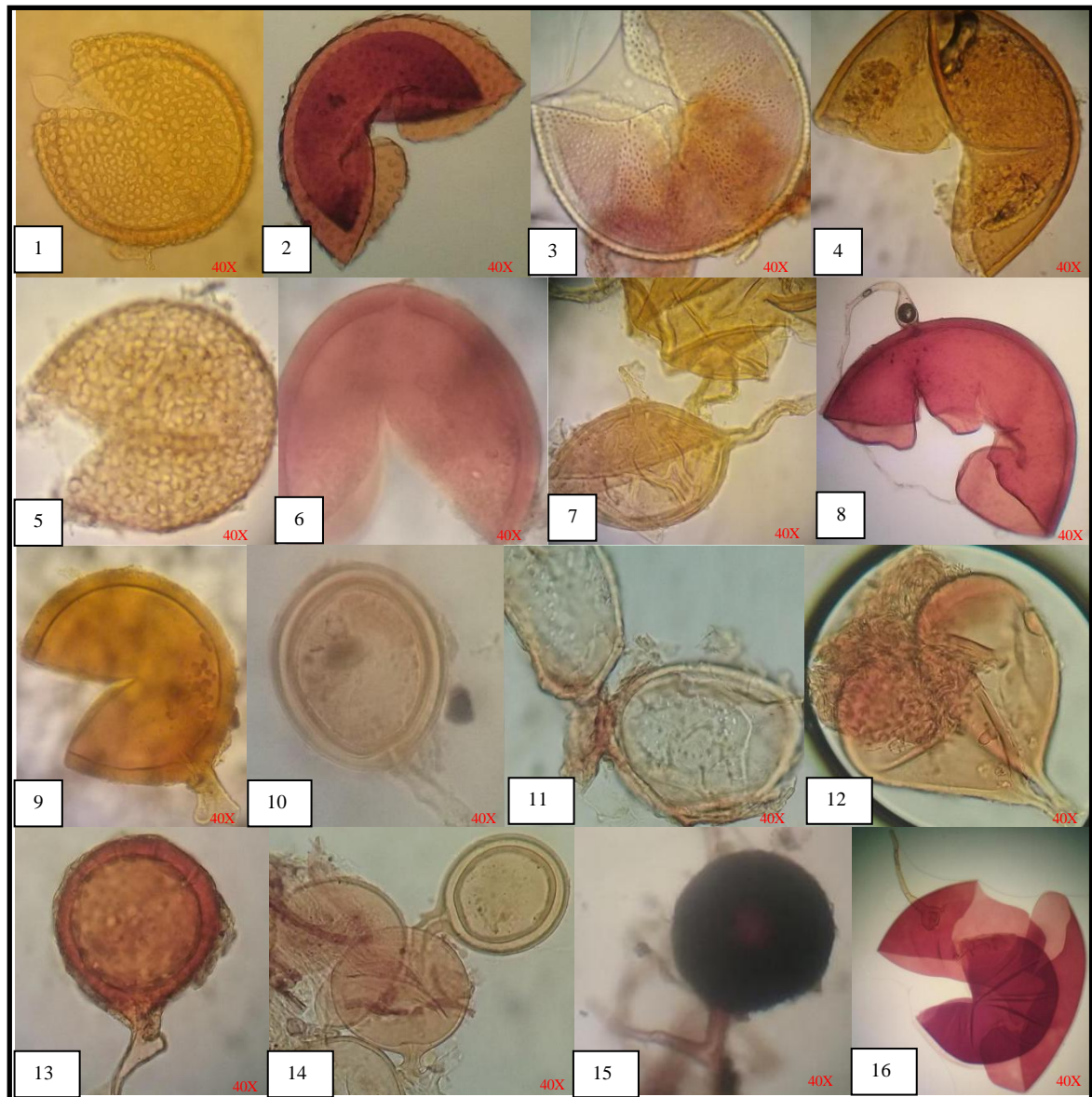
5.3.3.1. Diversidade de esporos de fungos MA do solo cultivado com essências florestais

Em solo sob as espécies florestais foram detectados 26 morfotipos de esporos de fungos MA, os quais variaram na tonalidade de cor, no formato circular a irregular, tamanho entre 90 e 345 μm de diâmetro, superfície lisa a ornamentada, e alguns poucos esporos estavam acompanhados de células auxiliares, sacos esporíferos ou hifas conectadas (Figura 13, Tabela 4).

Os morfotipos de esporos de fungos MA identificados pertencem a dez gêneros: *Acaulopora* (9), *Ambispora* (1), *Claroideoglomus* (1), *Diversispora* (1), *Gigaspora* (1), *Glomus* (9), *Funneliformis* (1), *Rhizoglomus* (1), *Septoglomus* (1) e *Scutellospora* (1), distribuídos em sete famílias fúngicas. Glomeraceae e Acaulosporaceae representaram o maior número de morfotipos de esporos fúngicos, enquanto Gigasporaceae e Scutellosporaceae foram menos representativas em termos de espécies fúngicas, concordando

com observações feitas por Wang e Jiang (2015). Os gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglopus*, *Funneliformis*, *Gigaspora*, *Rhizoglopus* e *Scutellospora*, identificados nesse trabalho, também foram detectados em solos de ambientes do semiárido brasileiro (SILVA *et al.*, 2014; PAGANO *et al.*, 2013; MERGULHÃO *et al.*, 2007).

Figura 13– Morfotipos de fungos MA em solo, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.



Esporos conservados em Melzer: 1 -*Acaulospora*. *aff. bireticulata*; 2 -*A. undulata*; 3 - *A. scrobiculata*; 4 - *A. laevis*; 5 - *Ambispora brasiliensis*; 6 -*Claroideoglopus etunicatum*; 7-*Diversispora spurca*; 8 -*Gigaspora margarita*; 9 -*Glomus brohultii*; 10 - *G. aff. fasciculatum*; 11 - *G. cf. microagregatum*; 12 - *G. sinuosum*; 13 - *Funneliformis geosporum*; 14 -*Rhizoglopus intraradices*; 15 -*Septoglopus furcatum*; 16 -*Scutellospora calospora*.

Alguns morfotipos de esporos fúngicos foram relacionados a mais de uma espécie, principalmente no gênero *Acaulospora* (Tabela 4). Os fenogrupos formados com

mais de uma espécie foram: *Acaulospora* spp.¹ (*Acaulospora* aff. *bireticulada* F.M. Rothwell & Trappe, *A. reducta* B.T. Goto & C.M.R. Pereira, *A. undulata* Sieverd), *Acaulospora* spp.² (*Acaulospora denticulata* Sieverd. & S. Toro e *A. reducta* Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira), *Acaulospora* spp.³ (*Acaulospora koskei* Blaszk e *A. mellea* Spain & N.C. Schenck) e *Acaulospora* spp.⁴ (*Acaulospora rhemii* Sieverding & Toro e *A. scrobiculata* Trappe). Além disso espécies foram identificadas, tais como *A. aff. excavata*, *A. aff. tuberculata*, *A. foveata*, *A. laevis* e *A. scrobiculata*, demonstrando que as técnicas usadas na identificação de fungos MA precisam ser aperfeiçoadas. A ocorrência de *A. foveata*, *A. mellea*, *A. rhemii* e *A. scrobiculata* já foram relatadas anteriormente em solos com gradiente de vegetação de dunas costeiras (SILVA *et al.*, 2015). As espécies *A. scrobiculata* e *A. mellea* também foram identificadas em ambientes de restinga do Nordeste brasileiro (SILVA *et al.*, 2017). Para a quantificação de esporos fúngicos e a separação de espécies pertencentes ao gênero *Acaulospora*, como os fenogrupos de esporos que contém mais de uma espécie (Tabela 3), devem ser desenvolvidas estratégias metodológicas e novas ferramentas moleculares.

Alguns morfotipos de esporos fúngicos foram identificados somente no nível do gênero *Glomus*, sendo este resultado esperado em razão da similaridade de cor e tamanho dos esporos de *Glomus* sp.¹, *Glomus* sp.², *Glomus* sp.³, *Glomus* sp.⁴ (Tabela 4). Em geral eram esporos mais velhos com estruturas de parede parcialmente danificados, não permitindo a identificação das espécies. Mas, não se descarta a possibilidade dos mesmos morfotipos pertencerem a espécies fúngicas ainda não descritas.

Algumas espécies como *Glomus brohultii*, *Gigaspora margarita* e *Claroideoglomus etunicatum* são comuns em áreas costeiras do Nordeste (SILVA, *et al.*, 2017; SILVA *et al.*, 2015). Outras espécies como *Funneliformis geosporum*, *Scutellospora calospora*, *Acaulospora denticulata* e *Claroideoglomus etunicatum* também foram detectadas em solo da Caatinga sob *Mimosa tenuiflora* (SOUZA *et al.*, 2016).

Tabela 4 - Descrição de morfotipos de esporos de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.

Código	Características dos morfotipos									Distribuição em áreas
	Família/Espécie	Cor	Formato	Tamanho (µm)	Superfície	Células Auxiliares	Saco esporífero	Hifas presentes	Outras observações	
I	Acaulosporaceae <i>A. aff. bireticulada</i> F.M. Rothwell & Trappe, <i>A. undulata</i> Sieverd.	Sub-hialino a castanho amarelado	Globoso ou subgloboso	140-185	Lisa, com ornamentação de pequenos furos, semelhante à favo de mel	Ausente	Ausente	Ausente	Esporos misturados em lâmina, por indistinguíveis sob estereomicroscópio.	Angico, Ipê rosa e área sem cobertura florestal (controle).
	II	<i>A. denticulata</i> Sieverd. & S. Toro e <i>A. reducta</i> Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira	Castanho alaranjado	Globoso ou subgloboso	135-160	Lisa com ornamentação de pequenos furos e/ou protuberância	Ausente	Ausente	Ausente	Esporos misturados em lâmina, por indistinguíveis sob estereomicroscópio.
III	<i>A. koskei</i> Blaszk e <i>A. mellea</i> Spain & N.C. Schenck	Amarelo esverdeado, castanho amarelado pálido a vermelho alaranjado	Globoso ou subgloboso, alguns irregulares e oblongos.	120-187	Aparentemente rugosa	Ausente	Ausente	Ausente	Esporos em maioria com formato irregular e misturado em lâmina, por indistinguíveis sob estereomicroscópio.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa e controle.
IV	<i>A. rhemii</i> Sieverding & Toro e <i>A. scrobiculata</i> Trappe	Castanho claro a amarelo	Globoso ou subgloboso	115-160	Lisa com ornamentações sutis	Ausente	Ausente	Ausente	Esporos com margens castanhas pálidas, podendo ser regulares ou irregulares, misturados na lâmina, por compartilhar semelhanças em tamanho com outros esporos.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
V	<i>A. aff. excavata</i>	Castanho escuro	Globoso ou subgloboso	95-120	Lisa com leves ornamentações	Ausente	Ausente	Ausente		Acácia.
VI	<i>A. aff. tuberculata</i> Janos & Trappe	Castanho claro a castanho amarelado pálido	Globoso ou subgloboso	65-105	Lisa com ornamentações tênues	Ausente	Ausente	Ausente		Angico, Ipê rosa e Sobrasil.
VII	<i>A. foveata</i> Trappe Janos	Castanho escuro avermelhado	Globoso ou subgloboso	140-190	Lisa, com ornamentação de pequenos e espaçados furos	Ausente	Ausente	Ausente		Acácia, Angico, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
VIII	<i>A. laevis</i> Gerdemann & Trappe	Salmão a castanha laranja	Globoso ou subgloboso	170-235	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente		Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.

(Continuação)

Código	Características dos morfotipos									Distribuição em áreas florestadas
	Família/Espécie	Cor	Formato	Tamanho (µm)	Superfície	Células Auxiliares	Saco esporífero	Hifas presentes	Outras observações	
Acaulosporaceae										
IX	<i>A. scrobiculata</i> Trappe	Hialino, amarelo pálido a amarela palha.	Globoso ou subgloboso	100-140	Lisa com ornamentações em forma de renda	Ausente	Ausente	Ausente		Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
Ambisporaceae										
X	<i>Ambispora brasiliensis</i> B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl	Hialino a castanho escuro	Globoso, subgloboso ou oval.	90-135	Lisa com camada externa irregular	Ausente	Ausente	Ausente	Apresenta pedicelo.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
Claroideoglomeraceae										
XI	<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schübler	Castanho avermelhado a laranja	Globoso ou subgloboso	100-150	Lisa com leves protuberâncias	Ausente	Ausente	Hialina a creme	Margens castanhas escuras robustas, com interior castanho brilhante, apresentando também margens irregulares.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
Diversisporaceae										
XII	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schübler	Castanho claro a castanho amarelado pálido	Globoso ou subgloboso	70-110	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens irregulares, com espessura mediana castanha, esporo aparentando estar amassado.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Sobrasil e controle.
Gigasporaceae										
XIII	<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	Amarelo brilhante ou amarelo escuro	Globoso	295-345	Lisa	Lobada	Ausente	Amarelo claro	Margens lisas e interiores rugosas (camada germinativa verrugosa).	Eucalipto
Glomeraceae										
XIV	<i>Glomus albidum</i> C. Walker & L.H. Rhodes	Castanho médio a amarelo pálido	Globoso ou subgloboso	70-110	Lisa e levemente ornamentada	Ausente	Ausente	Hialina	Esporo claro, pigmentado e velho.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XV	<i>G. brohultii</i> R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd	Castanho avermelhado a escuro	Globoso ou subgloboso	90-145	Lisa com irregularidade	Ausente	Ausente	Amarelo claro	Possui margens grossas castanhas escuras.	Acácia, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XVI	<i>G. aff. fasciculatum</i> (Thaxt.) Gerd. & Trappe	Castanho claro a amarelo	Globoso ou subgloboso	130-160	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens castanho médio a claro, apresentando formato irregular.	Angico e Sobrasil.

(Continuação)

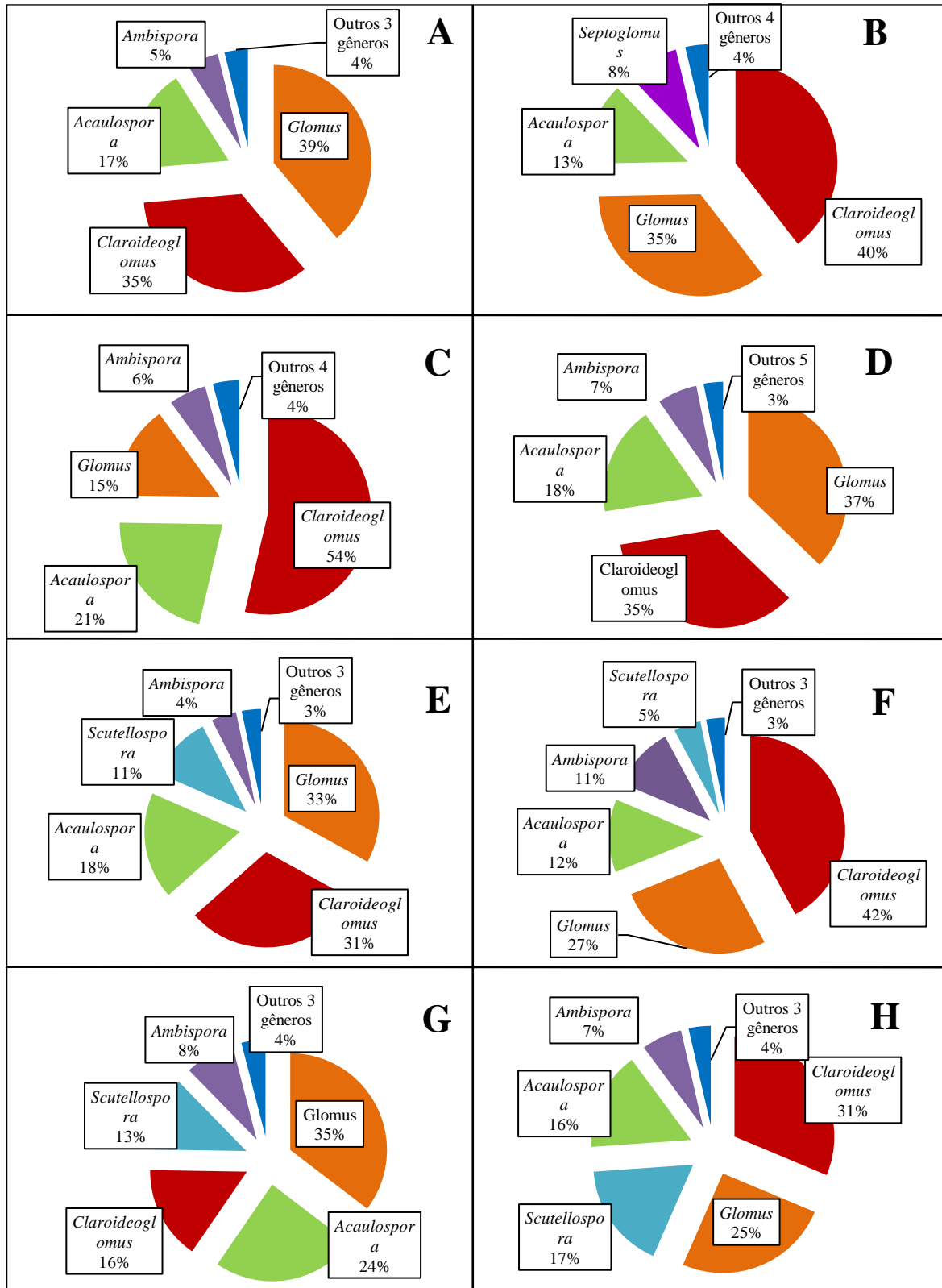
Código	Características dos morfotipos									Distribuição em áreas florestadas
	Família/Espécie	Cor	Formato	Tamanho (µm)	Superfície	Células Auxiliares	Saco esporífero	Hifas presentes	Outras observações	
Glomeraceae										
XVII	<i>G. cf. microagregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia	Castanho claro ou amarelo	Globoso ou subgloboso	130-160	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens castanho pálidos podendo ser regulares ou irregulares.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XVIII	<i>G. sinuosum</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck	Castanho avermelhado	Globoso ou subgloboso	290-345	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Esporocarpo globoso	Acácia, Angico, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XIX	<i>Glomus</i> sp. ¹	Castanho escuro avermelhado ou preto	Globoso ou subgloboso	150-205	Lisa com ornamentação semelhante a renda	Ausente	Ausente	Ausente	Apresenta retículo.	Acácia, Casuarina, Gonçalo Alves, Ipê rosa e Sobrasil.
XX	<i>Glomus</i> sp. ²	Castanho alaranjado brilhante	Globoso ou subgloboso	60-90	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens finas.	Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XXI	<i>Glomus</i> sp. ³	Castanho médio	Globoso ou subgloboso	60-120	Lisa levemente ornamentada	Ausente	Ausente	Ausente		Angico e Ipê rosa.
XXII	<i>Glomus</i> sp. ⁴	Castanho claro ou amarelo	Globoso ou subgloboso	105-170	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens regulares castanhos médios.	Acácia, Angico e Ipê rosa.
XXIII	<i>Funneliformis geosporum</i> (T.H. Nicolson & Gerd.)	Castanho avermelhado ou escuro	Globoso ou subgloboso	90-145	Lisa	Ausente	Ausente	Amarelo claro	Margens irregularidade, castanho escuro.	Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves e Ipê rosa.
XXIV	<i>Rhizoglomus intraradices</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	Castanho claro ou castanho amarelado pálido	Globoso ou subgloboso	60-110	Lisa	Ausente	Ausente	Ausente	Margens irregulares, com espessuras medianas castanhas, esporos aparentando estar amassados. Encontrado dentro de uma raiz.	Casuarina, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
XXV	<i>Septoglomus furcatum</i> Blaszk., Chwat & Kovács, Ryszka	Castanho avermelhado ou vinho	Globoso a subgloboso	115-155	Lisa	Ausente	Ausente	Amarelo claro	Margens com parede grossas castanhas escuras.	Acácia, Angico, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa, Sobrasil e controle.
Scutellosporaceae										
XXVI	<i>Scutellospora calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders	Amarelo pálido ou castanho amarelado	Globoso, subgloboso ou oval.	145-180	Lisa	Ovoide ou oblonga	Ausente	Ausente	Margens finas brilhantes formando aparentemente duas paredes rugosas.	Acácia, Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalo Alves, Ipê rosa e controle.

Fonte: Elaborada pela própria autora.

Os morfotipos de esporos fúngicos pertencentes aos gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglomerus* e *Glomerus* foram prevalentes no solo sob as copas das espécies florestais avaliadas. Em parcelas cultivadas com Angico, Casuarina, Ipê rosa e sem cobertura florestal houve dominância de *Claroideoglomerus*, isso se deve sua alta capacidade de esporulação e da boa adaptabilidade a solos agrícolas (ASSIS *et al.*, 2014). Já o gênero *Glomerus* foi prevalente em parcelas cultivadas com Acácia, Eucalipto, Gonçalo Alves e Sobrasil. *Acaulospora* foi o segundo gênero fúngico mais dominante em áreas sob influência de Casuarina e Sobrasil (Figura 14). Esses resultados demonstraram que os gêneros mais representativos foram pouco influenciados pelas espécies florestais avaliadas, contudo não descarta a importância desses gêneros no estabelecimento das espécies florestais nativas e exóticas. Em um estudo realizado por Dawkins e Esiobu (2017), no Sul da Flórida, usando as espécies *Hameliapatens*, *Bidens alba* e *Schinus terebinthifolius* (espécie oriunda do Brasil), concluiu-se que o estabelecimento da última espécie fora facilitada pela simbiose com fungos micorrízicos, apresentando maior taxa de micorrização e maior densidade de esporos do gênero *Glomerus* no solo.

No presente estudo, os gêneros dominantes de fungos MA não foram influenciados pelas espécies florestais, pois se sabe que a dominância de um gênero fúngico está relacionada a vários fatores ambientais, como a compatibilidade entre hospedeiro e fungo MA, dispersão de esporos, características físicas e químicas do solo (ZANGARO; MOREIRA, 2010), além da época ou estação do ano (CAPRONI *et al.*, 2005) e as características da planta hospedeira. Entende-se que a riqueza da comunidade fúngica é a resposta à qualidade ao seu habitat (SILVA *et al.*, 2016). E em estudos realizados com espécies florestais exóticas e nativas, em uma floresta sazonal tropical seca, indicaram que os gêneros *Claroideoglomerus* e *Glomerus* eram condicionados por mudanças das propriedades do solo, sendo estas influenciadas por plantas exóticas (SOUZA; FREITAS, 2017).

Figura 14 – Riqueza de gêneros de esporos em comunidades de fungos MA do solo, sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.



A - Acácia; B Angico; C - Casuarina; D - Eucalipto; E - Gonçalo Alves; F - Ipê rosa; G - Sobrasil; H - controle.
 Fonte: Elaborado pela própria autora.

O fungo *Claroideoglomus etunicatum* foi a espécie mais abundante em parcelas cultivadas com Angico, Casuarina, Eucalipto, Gonçalves Alves, Ipê rosa e em área não florestada. Já no solo sob as copas de Acácia e Sobrasil, a espécie fúngica mais abundante foi *Glomus sinuosum*, atingindo 24,5% e 27,3% em cada uma das espécies florestais. Esta última espécie fúngica revelou-se a mais frequente nas áreas, exceto no solo cultivado Casuarina (Tabela 5). Já, dentre as espécies fúngicas MA com maior frequência na rizosfera da Casuarina, encontrou-se *Acaulospora leavis*, que conforme Diagne *et al.* (2013) é uma das espécies de fungo MA com maior eficiência em cultivo de Casuarina. Os resultados de frequência e abundância relativa de morfotipos de esporos fúngicos permitem demonstrar a influência das espécies florestais nas comunidades de fungos MA no solo. Em florestas nativas Gonzaga *et al.* (2015) apontaram que espécies arbóreas influenciam na produção de esporos no solo, e na abundância de esporos de fungos MA (SILVA *et al.* 2016).

As espécies *Acaulospora aff. excavata*, *Gigaspora margarita*, *Glomus aff. fasciculatum* e *Glomus sp.*³ exibiram baixas frequências dentro das parcelas cultivadas com as plantas arbóreas, indicando que são fungos raros em áreas cultivadas com as espécies florestais. *Acaulospora aff. excavata* e *G. margarita* foram encontradas, respectivamente, apenas sob os solos cultivados com Acácia e Eucalipto. *Glomus aff. fasciculatum* foi encontrado somente sob as copas de Sobrasil e Angico, e a ocorrência de *Glomus sp.*³ foi restrita às áreas cultivadas com Angico e Ipê rosa. Embora os fungos MA não apresentem especificidade para hospedeiros (CAVALCANTE *et al.*, 2013), as espécies *Acaulospora aff. excavata*, *Gigaspora margarita*, *Glomus aff. fasciculatum* e *Glomus sp.*³ foram consideradas exclusivas entre as áreas cultivadas.

Para Souza e Freitas (2017), os fungos MA, *A. aff. excavata* e *G. margarita* estão exclusivamente relacionadas às respectivas espécies exóticas de Acácia e de Eucalipto. Já a presença de *G. aff. fasciculatum* e *Glomus sp.*³ no solo sob o cultivo das espécies florestais nativas como Angico, Sobrasil e Ipê rosa, diverge da opinião de Souza *et al.* (2016), que ressaltaram que plantas nativas não se beneficiam da associação de um gênero particular de fungo MA.

Tabela 5 - Abundância relativa (AR) e frequência relativa (FR) de esporos de comunidades de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.

Códi	Família/Espécie	Acácia		Angico		Casuarina		Eucalipto		G. Alves		Ipê rosa		Sobrasil		controle	
		AR	FR*	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR
	Acaulosporaceae																
I	<i>Acaulospora</i> spp. ¹	0,0	0,0	0,5	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	4,5	0,3	5,0	0,4	16,7
II	<i>Acaulospora</i> spp. ²	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	5,9	0,0	0,0	0,6	5,6	0,3	4,5	1,8	20,0	1,2	16,7
III	<i>Acaulospora</i> spp. ³	0,3	5,6	0,3	5,3	0,5	11,8	4,4	23,5	4,8	22,2	0,2	4,5	0,0	0,0	1,0	11,1
IV	<i>Acaulospora</i> spp. ⁴	0,9	22,2	0,3	15,8	0,5	11,8	0,7	11,8	0,4	11,1	0,8	9,1	0,5	10,0	0,7	11,1
V	<i>A. aff. Excavata</i>	1,5	5,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
VI	<i>A. aff. tuberculata</i> Janos & Trappe	0,0	0,0	1,5	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	4,5	1,2	5,0	0,0	0,0
VII	<i>A. foveata</i> Trappe Janos	1,4	5,6	0,5	5,3	0,0	0,0	0,7	11,8	3,4	22,2	1,1	13,6	3,5	20,0	2,6	16,7
VIII	<i>A. laevis</i> Gerdemann & Trappe	11,7	22,2	7,2	21,1	11,7	23,5	2,6	17,6	5,8	22,2	6,3	18,2	8,5	20,0	5,0	16,7
IX	<i>A. scrobiculata</i> Trappe	1,8	16,7	2,9	21,1	8,6	17,6	9,3	17,6	3,1	11,1	2,1	18,2	8,4	20,0	5,1	11,1
	Ambisporaceae																
X	<i>Ambispora brasiliensis</i> B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl	5,3	22,2	2,5	10,5	5,9	17,6	6,5	23,5	4,2	22,2	10,8	18,2	8,3	20,0	6,6	22,2
	Claroideoglomeraceae																
XI	<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler	35,1	22,2	39,5	21,1	53,5	23,5	35,3	23,5	30,3	22,2	41,9	18,2	15,6	20,0	31,3	22,2
	Diversisporaceae																
XII	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler	1,4	16,7	0,1	5,3	1,0	11,8	0,7	11,8	0,4	5,6	0,0	0,0	3,0	10,0	0,7	11,1
	Gigasporaceae																
XIII	<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	11,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	Glomeraceae																
XIV	<i>Glomus albidum</i> C. Walker & L.H. Rhodes	8,0	16,7	10,7	21,1	10,5	23,5	4,4	17,6	6,5	22,2	6,7	18,2	4,1	15,0	5,8	22,2
XV	<i>G. brohultii</i> R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd	4,2	23,5	0,0	0,0	1,0	6,3	1,8	11,8	1,1	5,6	3,7	13,6	1,3	10,0	1,1	16,7
XVI	<i>G. aff. fasciculatum</i> (Thaxt.) Gerd. & Trappe	0,0	0,0	0,8	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	5,0	0,0	0,0
XVII	<i>G. cf. microagregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia	2,3	16,7	0,7	5,3	2,9	11,8	2,5	17,6	1,1	11,1	2,2	13,6	0,8	10,0	2,2	11,1
XVIII	<i>G. sinuosum</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck	24,5	22,2	22,2	21,1	0,0	0,0	27,5	23,5	22,0	16,7	11,6	9,1	27,3	20,0	15,6	22,2
XIX	<i>Glomus</i> sp. ¹	0,2	5,6	0,0	0,0	0,2	6,3	0,0	0,0	0,4	5,6	0,5	9,1	0,3	5,0	0,0	0,0
XX	<i>Glomus</i> sp. ²	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	5,9	1,1	17,6	2,1	16,7	1,0	13,6	1,3	20,0	0,5	5,6
XXI	<i>Glomus</i> sp. ³	0,0	0,0	0,7	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,0	4,5	0,0	0,0	0,0	0,0
XXII	<i>Glomus</i> sp. ⁴	0,5	5,6	0,1	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	4,5	0,0	0,0	0,0	0,0
XXIII	<i>Funneliformis geosporum</i> (T.H. Nicolson & Gerd.)	0,0	0,0	0,3	5,3	2,0	11,8	0,2	5,9	0,7	5,6	1,3	4,5	0,0	0,0	0,0	0,0
XXIV	<i>Rhizoglomus intraradices</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva &	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	5,9	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	4,5	0,6	5,0	2,6	22,2
XXV	<i>Septoglomus furcatum</i> Blaszk., Chwat & Kovács, Ryszka	0,6	5,6	8,5	5,3	0,0	5,9	0,7	11,8	2,1	22,2	0,8	9,1	0,4	5,0	0,2	5,6
	Scutellosporaceae																
XXVI	<i>Scutellospora calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders	0,6	5,6	0,8	5,3	0,7	5,9	0,5	5,9	10,9	22,2	4,6	18,2	12,4	20,0	17,3	22,2

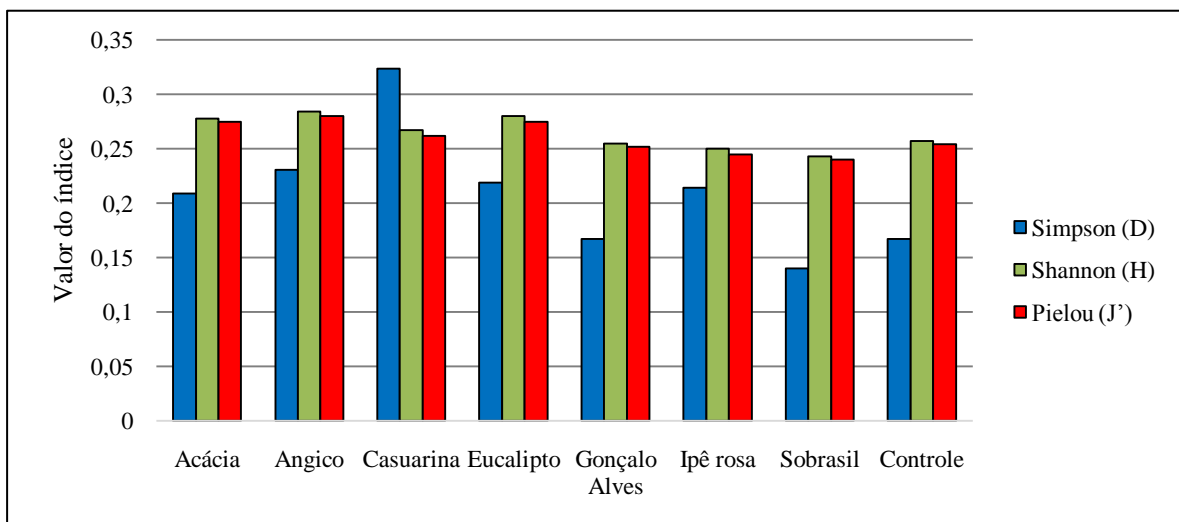
Valores percentuais de populações de esporos de fungos MA do solo coletado em agosto e novembro de 2016 e em fevereiro e maio de 2017.

Esporos de espécies fúngicas indistinguíveis sob estereomicroscópio: 1) *Acaulospora aff. bireticulada* F.M. Rothwell & Trappe, *A. reducta* B.T. Goto & C.M.R. Pereira, *A. undulata* Sieverd; 2) *Acaulospora denticulata* Sieverd. & S. Toro e *A. reducta* Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira; 3) *Acaulospora koskei* Blaszk e *A. mellea* Spain & N.C. Schenck; 4) *Acaulospora rhemii* Sieverding & Toro e *A. scrobiculata* Trappe. Fonte: Elaborada pela própria autora.

A dominância, diversidade e equitatividade de comunidades de esporos MA foram estimadas nas diferentes coberturas (Figura 15). O índice de dominância de Simpson foi maior na área cultivada com Casuarina ($D=0,324$), podendo ser atribuído à dominância de esporos de *Claroideoglomusetunicatum* no solo. Tal dominância pode estar relacionada aos efeitos de metabólitos secundários excretados pelas raízes da espécie florestal. A Casuarina é capaz de produzir aleloquímicos que se dissipam no solo rizosférico (AHMED, AL-SAYED, 2016; XU *et al.*, 2015) e naturalmente podem afetar o estabelecimento de herbáceas, bem como, a diversidade das comunidades de fungos MA do solo.

Os índices de diversidade de Shannon e de equitatividade de Pielou foram muito similares entre as coberturas florestais e a área controle. O solo sob as copas de Casuarina apresentou o maior índice de diversidade de morfotipos de esporos de fungos MA ($H=0,324$), valor não muito diferente do observado em áreas da Caatinga no semiárido do Estado do Ceará (PAGANO, ZANDAVALLI; ARAÚJO, 2013).

Figura 15 - Índices de dominância Simpson, diversidade de Shannon e equitatividade de Pielou de esporos de fungos MA do solo sob as espécies florestais mais o controle não cultivado, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.



Cálculo de índices: $D = \sum(P_i^2)$; $H = -\sum(P_i \times \ln P_i)$; $J' = H'/H_{máx}$.

Fonte: Elaborado pela própria autora.

Alguns morfotipos de esporos de fungos MA do solo foram considerados indicadores das áreas cultivadas com espécies florestais (Tabela 6), baseando-se na abundância e frequência relativa de fungos MA do solo. As comunidades de morfotipos de esporos de *Gigaspora margarita* (IndVal de 50%) e *Glomus brohultti* (IndVal de 30%) foram indicadores válidos para as áreas cultivadas com as espécies de Eucalipto e Acácia, respectivamente. Por sua vez, os morfotipos de esporos relacionados ao gênero *Acaulospora*

(*Acaulospora* spp.²*Acaulospora* spp.²) foram indicadores das áreas cultivadas com as espécies nativas como Sobrasil e Gonçalo Alves. Os gêneros *Acaulospora* e *Glomus* também foram considerados indicadores ambientais para ilhas de restinga natural e degradada no Nordeste do Brasil (SILVA *et al.*, 2017).

Tabela 6 – Morfotipos de esporos ou espécies de fungos MA do solo indicadores (base em valores IndVal significativos), sob as espécies florestais mais o controle, após seis anos de implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.

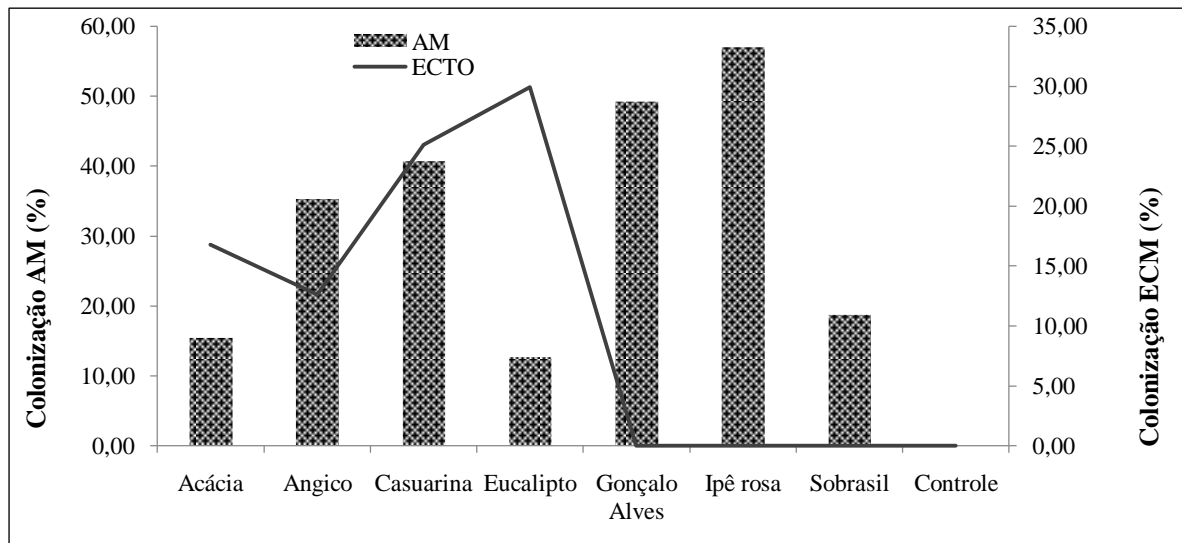
Morfotipos ou espécie de fungo MA	IndVal (%)	Valor <i>p</i>	Espécie florestal ou área controle
<i>G. brohultii</i> R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd	30,0	0,10	Acácia
<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) Walker & A. Schüßler	0,22	0,15	Angico
<i>Funneliformis geosporum</i> (T.H. Nicolson & Gerd.)	0,17	0,61	Casuarina
<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	50,0	0,10	Eucalipto
<i>Acaulospora</i> spp. ³	46,0	0,02	Gonçalo Alves
<i>Acaulospora</i> spp. ⁴	0,21	0,35	Ipê rosa
<i>Acaulospora</i> spp. ²	45,0	0,04	Sobrasil
<i>Scutellospora calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders	39,0	0,03	controle

Valores percentuais de IndVal e o grau de significância das permutações no teste Monte Carlo. Os demais morfotipos de esporos e espécies de fungos MA identificados não atingiram a significância desejada (valor $p \leq 0,1$). Fonte: Elaborado pelo autor.

5.3.3.2. Colonização micorrízica de essências florestais

Todas as sete espécies florestais apresentaram colonização radicular com fungos MA, e somente nas espécies exóticas, Acácia, Casuarina e Eucalipto, e na de Angico (nativa do Brasil), detectaram-se associações com ambos os fungos MA e ECM (Figura 16). A presença de fungos MA e ECM nas espécies de Acácia, Casuarina e Eucalipto já fora observado anteriormente por Aggangan e Moon (2009), Kisa *et al.* (2007), Campos *et al.* (2011) e Diagne *et al.*, (2013). A intensidade de colonização vem a depender da idade das plantas e do tipo de manejo utilizado na implantação das culturas (CAMPOS *et al.*, 2011), fatores não aprofundados no presente estudo. O Angico foi a única espécie nativa que apresentou, concomitantemente em suas raízes, colonização de fungos MA e ECM, além de apresentar nódulos contendo possivelmente rizóbios, indicando sua dependência às simbioses com fungos e bactérias para o seu desenvolvimento no meio ambiente (MULETA, 2017).

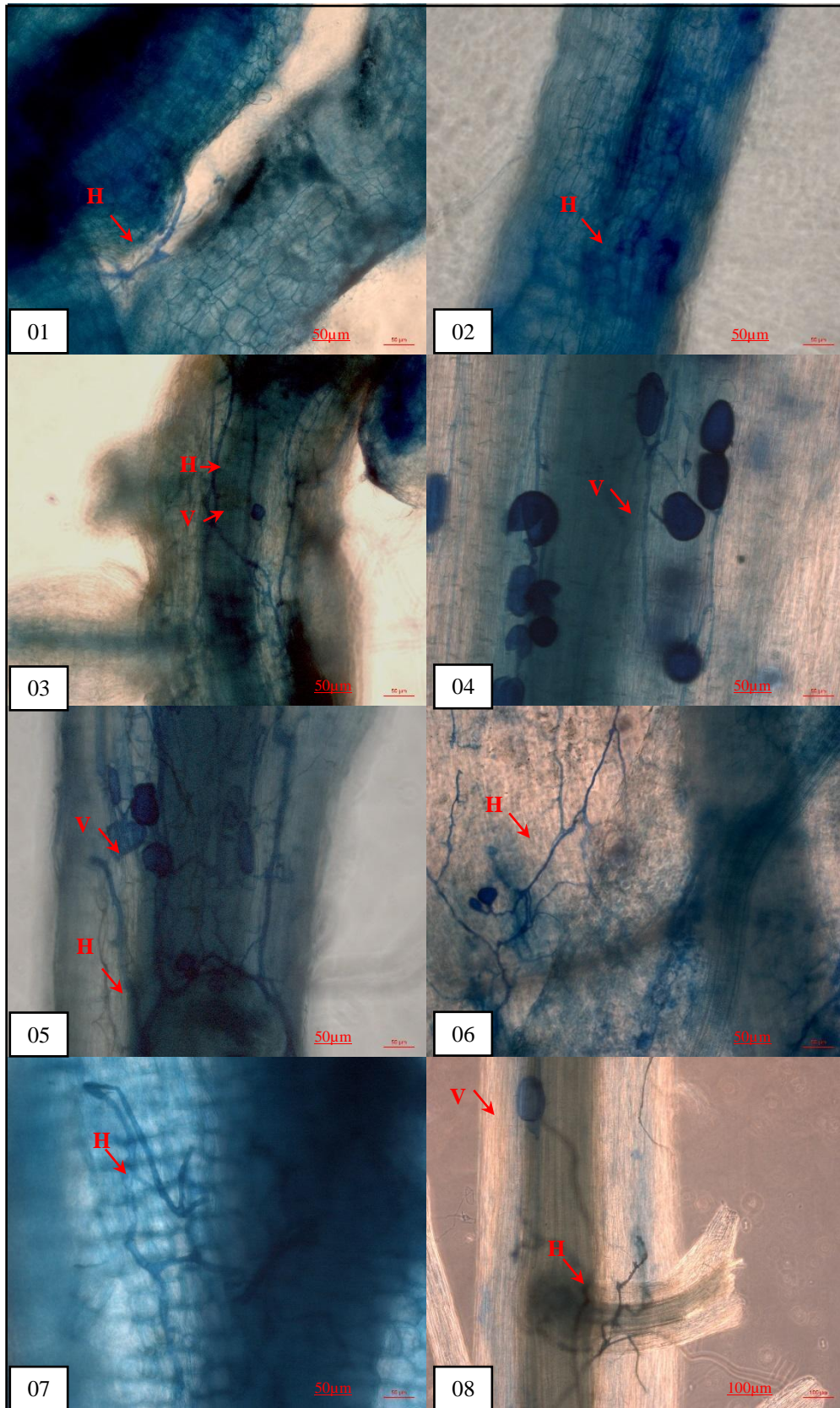
Figura 16 - Colonização micorrízica por fungos MA e ECM em espécies florestais plantadas, após seis anos da implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

A intensidade de colonização nas raízes das espécies exóticas (Figura 17), foram inferiores a 40%, considerados baixos segundo as taxas de micorrização propostas por Zangaro *et al.* (2002). No que se refere ao percentual de colonização por fungos MA, este variou de 12,62% em raízes de Eucalipto a 57,00% nas raízes de Ipê rosa. Outras espécies apresentaram taxas intermediárias de colonização com fungos MA. A maior taxa de colonização por fungos MA em espécies florestais nativas do Brasil pode ser devida sua adaptabilidade no cultivo em diferentes ambientes. De outro modo, espécies florestais exóticas de alto desempenho possivelmente liberam metabólitos secundários que afetam a esporulação e a ontogenia de fungos MA no solo, propiciando uma redução na germinação de esporos, no crescimento micelial e na colonização radicular por fungos (SOUZA; FREITAS, 2017).

Figura 17 – Fragmentos de raízes colonizadas com fungo MA de seis espécies florestais mais uma Poaceae do controle (*P. maritimum*).



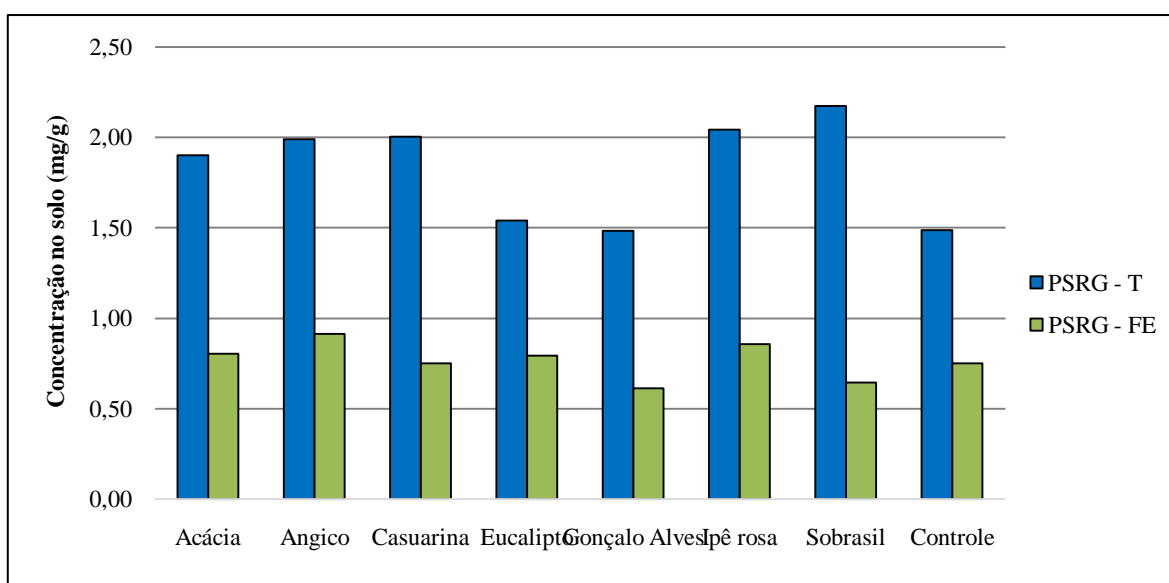
01- Acácia; 02 – Angico; 03 – Casuarina; 04 – Eucalipto; 05 – Gonçalves; 06 – Ipê Rosa; 07 – Sobrasil; 08- *P. maritimum*; H- Hifa; V - Vesícula.

Fonte: Elaborada pela própria autora.

5.3.3.3. Glomalina

No que se refere à proteína do solo relacionada à glomalina (PSRG), as maiores concentrações de PSRG-T (glomalina total) e PSRG-FE (glomalina facilmente extraível), foram registrados simultaneamente, em solos sob as copas de Sobrasil ($2,17 \text{ mg.g}^{-1}$) e Angico ($0,92 \text{ mg.g}^{-1}$), quando comparados com as outras parcelas (Figura 18). As concentrações de glomalina oscilaram entre $1,48$ e $2,17 \text{ mg.g}^{-1}$ para PSRG-T e $0,61$ a $0,92 \text{ mg.g}^{-1}$ para PSRG-FE, sendo a menor concentração de ambas as frações identificada no solo coletado sob as copas de Gonçalo Alves.

Figura 18 – Média da concentração da glomalina total (PSRGT) e glomalina facilmente extraível (PSRGFE) relacionada a proteína do solo, sob as espécies florestais mais o controle, após seis anos de implantação da floresta em Acaraú, Estado do Ceará.



Fonte: Elaborada pela própria autora.

A maior concentração de glomalina total foi de $2,17 \text{ mg.g}^{-1}$ no solo sob a copa de Sobrasil sendo está, uma das coberturas com grande abundância de esporos MA, ressaltando que há uma relação intrínseca entre abundância de esporos de fungos MA e os teores de glomalina do solo (SINGH *et al.*, 2017). Contudo, entende-se que a quantidade de glomalina varia de acordo com o hospedeiro e com a espécies de fungos micorrizo arbuscular (SILVA *et al.*, 2010), ou seja, a abundância ou diversidade fúngicas podem não está relacionada com a quantidade de glomalina no solo.

Em geral, a concentração de glomalina do solo sob as espécies exóticas (Acácia, Casuarina e Eucalipto) foram semelhantes aos encontrados nas espécies nativas, podendo ser

atribuído ao bom desenvolvimento dessas espécies, visto que, a glomalina está correlacionada com os altos teores de nutrientes e carbono orgânico do solo (SINGH *et al.*, 2017). Em um estudo com *Prosopis juliflora* (exótica) e *Mimosa tenuiflora* (nativa) verificaram-se teores de glomalina total maiores sob a espécie exótica e que foi atribuída às mudanças nas propriedades do solo (SOUZA; FREITAS, 2017).

5.3.4. Conclusões

As espécies florestais exóticas, como *Acacia mangium*, *Casuarina equisetifolia* e *Eucalyptus urophylla* (clone GG 702), e outras nativas do Brasil, como *Anadenanthera colubrina*, *Astronium fraxinifolium*, *Tabebuia impetiginosa* e *Colubrina glandulosa*, estabelecem naturalmente associações nas raízes com os fungos MA, enquanto as espécies de Acácia, Casuarina, Eucalipto e Angico formam ectomicorrizas.

Todas as espécies florestais testadas afetam as comunidades de fungos MA, sendo que os fungos mais representativos para o solo nas condições semiáridas pertencem aos gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglossum* e *Glomus*.

Os teores de glomalina total e facilmente extraível são semelhantes entre as espécies arbóreas exóticas e nativas.

As comunidades de esporos fúngicos de *Gigaspora margarita* e *Glomus brohultii* podem ser consideradas indicadoras do solo sob o cultivo de *E. urophylla* (clone GG 702) e de *A. mangium*, respectivamente. Esporos fúngicos relacionados ao gênero *Acaulospora* servem igualmente como indicadores do solo cultivado com *A. fraxinifolium* e *C. glandulosa* nas condições semiáridas.

Referências

ABRÃO, S. F., SECCO, D., REINERT, D. J., REICHERT, J. M., & EBLING, Â. A impacto do florestamento com *Pinus taeda* L. Na porosidade e permeabilidade de um cambissolo húmico. **Revista Árvore**, v. 39, n. 6, 2015.

AGGANGAN, N. S., MOON, H. K., & HAN, S. H. Growth response of *Acacia mangium* Willd. seedlings to arbuscular mycorrhizal fungi and four isolates of the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius* (Pers.) Coker and Couch. **New forests**, v. 39, n. 2, p. 215-230, 2010.

AHMED, T. A.; AL-SAYED, N. H. Allelopathic effects of *Casuarina equisetifolia* L. on seed germination of some crop plants and their associated weeds. **QScience Proceedings**, v. 2016,

n. 4, p. 43, 2016. Disponível em:

<<http://www.qscience.com/doi/abs/10.5339/qproc.2016.qulss.43>> Acesso em 15 ago. 17.

ANDREAZZA, R., ANTONIOLLI, Z. I., LOPES DE OLIVEIRA, V., TRINDADE LEAL, L., MORO, C. A., & PIENIZ, S. Ocorrência de associação micorrízica em seis essências florestais nativas do estado do Rio Grande do Sul. **Ciência Florestal**, v. 18, n. 3, 2008.

ASSIS, P. C. R., SAGGIN JÚNIOR, O. J. BARBOSA PAULINO, H., STÜRMER, S. L., SIQUEIRA, J. O. & CARBONE CARNEIRO, M. A. Fungos micorrízicos arbusculares em campos de murundus após a conversão para sistemas agrícolas no cerrado. **Revista Brasileira de ciência do solo**, v. 38, n. 6, 2014.

ARAÚJO, V. A., NIVALDO GARCIA, J., CORTEZ-BARBOSA, J., GAVA, M., FRANCISCO S., A., MARTINES M., E. A., & LUIS CHRISTOFORO, A. Importância da madeira de florestas plantadas para a indústria de manufaturados. **Brazilian Journal of Forest Research/Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 37, n. 90, 2017.

ARIAS, R. M., HEREDIA-ABARCA, G., SOSA, V. J., & FUENTES-RAMÍREZ, L. E. Diversity and abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores under different coffee production systems and in a tropical montane cloud forest patch in Veracruz, Mexico. **Agroforestry systems**, v. 85, n. 1, p. 179-193, 2012.

BEECH, E., RIVERS, M., OLDFIELD, S., & SMITH, P. P. Global Tree Search: The first complete global database of tree species and country distributions. **Journal of Sustainable Forestry**, v. 36, n. 5, p. 454-489, 2017.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical biochemistry**, v. 72, n. 1-2, p. 248-254, 1976.

BRUNDRETT, M., BOUGHER, N., DELL, B., & GROVE, T. Trabalhando Ylith Mycorrhizas em Silvicultura e Agricultura. **Australian Centre for International Agricultural Research**, p. 347, 1996.

BUSCOT, F. Implication of evolution and diversity in arbuscular and ectomycorrhizal symbioses. **Journal of plant physiology**, v. 172, p. 55-61, 2015.

CALDEIRA, M. V. W., DA SILVA, E. M. R., FRANCO, A. A., & WATZLAWICK, L. F. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de três leguminosas arbóreas. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v. 1, n. 1, p. 27-32, 2017.

CAMPELO, D. H., FEITOSA, L. C., SOUSA, A. J., CORREIA, D., BEZERRA, E. A. M., ARAÚJO, M. J. D., e ROCHA NEVES, A. L. Trocas gasosas e eficiência do fotossistema ii em plantas adultas de seis espécies florestais em função do suprimento de água no solo. **Revista Árvore**, v. 39, n. 5, 2015.

CAMPOS, D. T. S., SOARES DA SILVA, M. D. C., RODRIGUES DA LUZ, J. M., JUNIOR TELESFORA, R., & MEGUMI KASUYA, M. C. Colonização micorrízica em plantios de eucalipto. **Revista Árvore**, v. 35, n. 5, 2011.

CAPRONI, A. L., FRANCO, A. A., BERBARA, R. L. L., GRANHA, J. R. D. O. e MARINHO, N.F. Fungos micorrízicos arbusculares em estéril revegetado com *Acacia mangium*, após mineração de bauxita. **Revista Árvore**, v. 29, n. 3, p. 373-381, 2005.

CARRENHO, R., GOMES-DA-COSTA, S. M., BALOTA, E. L., & COLOZZI FILHO, A. Fungos micorrízicos arbusculares em agrossistemas brasileiros. **Micorrizas**, v. 30, p. 215-249, 2010.

CARVALHO, A. M. X., TAVARES, C. R., CARDOSO, I. M., & KUYPER, T. W. Associações de micorrizas em sistemas agroflorestais. Em: **Biologia do solo e agricultura nos trópicos**. Springer Berlin Heidelberg, p. 185-208, 2010.

CAVALCANTE, U. M. T.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C.. Aspectos da simbiose micorrízica arbuscular. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, v. 5, p. 180-208, 2009.

COMAS, L. H., CALLAHAN, H. S., & MIDFORD, P. E. Patterns in root traits of woody species hosting arbuscular and ectomycorrhizas: implications for the evolution of belowground strategies. **Ecology and evolution**, v. 4, n. 15, p. 2979-2990, 2014.

CRAM, Michelle M.; DUMROESE, R. Kasten. Mycorrhizae in forest tree nurseries. **Forest Nursery Pests. Agriculture Handbook**, p. 20-25, 2012.

DAWKINS, K., & ESIOBU, N. Arbuscular and ectomycorrhizal fungi associated with the invasive Brazilian Pepper Tree (*Schinus terebinthifolius*) and two native plants in South Florida. **Frontiers in microbiology**, v. 8, p. 665, 2017.

DIAGNE, N., DIOUF, D., SVISTOONOFF, S., KANE, A., NOBA, K., FRANCHE, C., & DUPONNOIS, R.. Casuarina in Africa: distribution, role and importance of arbuscular mycorrhizal, ectomycorrhizal fungi and Frankia on plant development. **Journal of environmental management**, v. 128, p. 204-209, 2013.

DNOCS (Departamento Nacional de Obras Contra as Secas). Grupos de Coordenação Executiva das Operações Agrícolas (GOA). Situação em 30/04/1991. **DNOCS -Perímetro irrigado Baixo-Acaraú. Fortaleza: 2012**. Disponível em: <http://www.dnocs.gov.br/~dnocs/doc/canais/perimetros_irrigados/ce/baixo_acarau.html> Acesso em 8 abr. 2017.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Conjuntos de espécies e espécies indicadoras: a necessidade de uma abordagem assimétrica flexível. **Monografias ecológicas**, v. 67, n. 3, p. 345-366, 1997.

EGLI, S.. Mycorrhizal mushroom diversity and productivity—an indicator of forest health?. **Annals of forest science**, v. 68, n. 1, p. 81-88, 2011.

FERREIRA, R.N.; WEBER, O.B., CORREIA, M.E.; BENAZZI-IKEDA, E.S.; SCORIZA, R.N. e MESQUITA, A.L. Effects of wastewater from oil exploration on soil mesofauna. **Bulletin of environmental contamination and toxicology**. v. 95, n. 6, p. 777-783, 2015.

GIOVANNETTI, Mil; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New phytologist**, v. 84, n. 3, p. 489-500, 1980.

GONZAGA, L.D.M.; SILVA, S.S.D.; CAMPOS, S.D.A.; FERREIRA, R. D. P.; CAMPOS, A.N. D.R. e CUNHA, A.C.M.C.M. Evaluation of substrates and AMF sporulation in the production of seedlings of native forest species. **Revista Árvore**, v. 40, n. 2, p. 245-254, 2016.

HUANG, X., LIU, S., WANG, H., HU, Z., LI, Z., & YOU, Y. Changes of soil microbial biomass carbon and community composition through mixing nitrogen-fixing species with *Eucalyptus urophylla* in subtropical China. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 73, p. 42-48, 2014.

INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES. IBÁ: Indústria Brasileira de Árvores. Brasília, DF, 2017. p. 97, **Relatório Ibá 2017**. Disponível em:<http://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_RelatorioAnual2017.pdf>. Acesso em: 23 dez. 2017.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA (INMET). **Estações automáticas**. Brasília, 2017. Disponível em:<<http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=estacoes/estacoesAutomaticas>> Acesso em 10 abr. 2017.

KREFTA, S. M.; BRUN, E. J.; KLEIN, D. R.; SANTOS, L. M.; KREFTA, S. C.; FRIGERI, J. V. Sustentabilidade ambiental dos solos em florestas plantadas. **rLAS®** v.2, n.1, 2017.

KISA, M., SANON, A., THIOULOUSE, J., ASSIGBETSE, K., SYLLA, S., SPICHIGER, R.,LEPAGE, M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis can counterbalance the negative influence of the exotic tree species *Eucalyptus camaldulensis* on the structure and functioning of soil microbial communities in a sahelian soil. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 62, n. 1, p. 32-44, 2007.

LAROCA, Sebastião. **Ecologia: princípios & métodos**. Vozes, 1995.

LIMA, R. Y. M.; JUNIOR, S. B.; PAUMGARTTEN, A. E. A.; BRABO, L. S. Dinâmica de crescimento de espécies florestais plantadas em área com conversão de capoeira através do método “recrû” em Belterra–PA. In: 19º Seminário de Iniciação Científica e 3º Seminário de Pós-graduação da Embrapa Amazônia Oriental 2015, Belém,PA **Embrapa Amazônica Oriental**. 2015. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/128699/1/Pibic2015-39.pdf>> Acesso em 12/12/16.

MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B., ARMAS, C., DE DIOS MIRANDA, J., PADILLA, F. M., & PUGNAIRE, F. I. Shrubs influence arbuscular mycorrhizal fungi communities in a semi-arid environment. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 3, p. 682-689, 2011.

MCEWAN, R. W.; MULLER, R. N. Dynamics, diversity, and resource gradient relationships in the herbaceous layer of an old-growth Appalachian forest. **Plant Ecology**, v. 212, n. 7, p. 1179-1191, 2011.

MENDES FARIA, T., SCABORA, M. H., LUCIENE MALTONI, K., & RODRIGUES CASSIOLATO, A. M. Micorrização e crescimento de progênies de *Hymenaeastignocarpa* Mart. ex. Hayne em subsolo de área degradada. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 1, 2013.

MERGULHÃO, A.C.E.S.; OLIVEIRA, J.P.; BURITY, H.A. e MAIA, L.C. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas nativas e impactadas por mineração gesseira no semiárido brasileiro. **Hoehnea**. v. 34, p. 341-348, 2007.

MIRZAEI, J., & MORADI, M. Relationships between flora biodiversity, soil physiochemical properties, and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) diversity in a semi-arid forest. **Plant Ecology and Evolution**, v. 150, n. 2, p. 151-159, 2017.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. Micorrizas. **Microbiologia e Bioquímica do Solo. 2nd edition. UFLA, Lavras**, p. 543-619, 2006.

MOREIRA, J. M. M. Á. P.; SIMIONI, F. J.; DE OLIVEIRA, E. B. Importância e desempenho das florestas plantadas no contexto do agronegócio brasileiro. **Floresta**, v. 47, n. 1, p. 85-94, 2017.

MUKERJI, K. G., CHAMOLA, B. P., & SINGH, J.. **Mycorrhizal biology**. Springer Science & Business Media, 2012.

MULETA, D. Resposta das leguminosas à inoculação de fungos micorrízicos arbusculares em Agricultura Sustentável. *In: Micróbios para melhorias de leguminosas*. **Springer**, Cham, p. 227-260, 2017.

PAGANO, M. C., ZANDAVALLI, R. B., & ARAÚJO, F. S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. **Applied soil ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.

PHILLIPS, J. M; HAYMAN, D. S. Procedimentos melhorados para limpar raízes e coloração de fungos parasitíficos e vesiculares-arbusculares micorrízicos para avaliação rápida da infecção. **Transações da British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-IN18, 1970.

REIS, C., MORAES, A. D. C., PEREIRA, A. V., DE AGUIAR, A. V., DE SOUSA, V. A., & BORGES, H. M. D. Diagnóstico do setor de florestas plantadas no Estado de Goiás. **Embrapa Florestas-Livros científicos (ALICE)**. Brasília, DF : Embrapa, 1º ed.139 p. 2015.

RILLIG, M. C.; STEINBERG, P. D. Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 34, n. 9, p. 1371-1374, 2002.

SANTANA, O. A. e ENCINAS, J. I. Levantamento das espécies exóticas arbóreas e seu impacto nas espécies nativas em áreas adjacentes a depósitos de resíduos domiciliares. **Biotemas**, v. 21, n. 4, p. 29-38, 2011.

SANTOS, R. D., SCORIZA, R. N., & FERREIRA, J. S. Fungos micorrízicos arbusculares em diferentes coberturas florestais em Vitória da Conquista, Bahia. **Floresta e Ambiente**, v. 20, n. 3, p. 344-350, 2013.

SCHREINER, R. P. Effects of native and nonnative arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of 'Pinot noir' (*Vitis vinifera* L.) in two soils with contrasting levels of phosphorus. **Applied Soil Ecology**, v. 36, n. 02, p. 205-215, 2007.

SIDDIQUI, Z. A., & PICHTEL, J. Mycorrhizae: an overview. In: **Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry**. Springer, Dordrecht, p. 1-35. 2008.

SILVA, D.K.A.; SOUZA, R.G.; ALENCAR VELEZ, B.A.; SILVA, G.A.; OEHL, F. e MAIA, L.C. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi on a vegetation gradient in tropical coastal dunes. **Applied Soil Ecology**, v. 96, p. 7-17, 2015.

SILVA, F. C., ARAÚJO, S. J. L., SILVA, R. E. M., GERVASIO P., M., SCHIAVO, J. A., MENDONÇA F., M. S., MARTINS, M. A.. Comunidade de fungos micorrízicos arbusculares: diversidade, composição e glomalina em área revegetada com sesbânia. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 38, n. 2, 2014.

SILVA, C.F; ARAUJO, J.L.S. e SILVA, E.M.R. In: FIGUEIREDO, M. do V. B.; BURITY, H. A.; OLIVEIRA, J.P.; SANTOS, C.E.R.S.; STAMFORD, N.P. (Ed.). Biotecnologia aplicada à agricultura: textos de apoio e protocolos experimentais. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Recife: Instituto Agrônômico de Pernambuco, 2010. (**Proteína do solo relacionada à glomalina: uma alternativa pra avaliação da qualidade do solo**), p. 519-559.

SILVA, C. F., PEREIRA, G. M., SANTOS, V. L., MIGUEL, D. L., & RIBEIRO DA SILVA, E. M. Fungos micorrízicos arbusculares: composição, comprimento de micélio extrarradicular e glomalina em áreas de Mata Atlântica, Rio de Janeiro. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, 2016.

SILVA, I. R., DA SILVA, D. K. A., DE SOUZA, F. A., OEHL, F., & MAIA, L. C. Changes in arbuscular mycorrhizal fungal communities along a river delta island in northeastern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 79, p. 8-17, 2017.

SMITH, ME, HENKEL, TW, CATHERINE AIME, M., FREMIER, AK, & VILGALYS, R. Diversidade fúngica Ectomicorrízica e estrutura da comunidade em três espécies de copa de leguminosas co-ocorrentes em uma floresta tropical neotropical. **New Phytologist**, v. 192, n. 3, p. 699-712, 2011.

SOARES, M. T. S., GAIAD, S., DE RESENDE, A. S., DE MENEZES, G. I., FERNANDES, F. A., & FERNANDES, A. H. B. M.. Qualidade de mudas de espécies arbóreas procedentes do Bioma Pantanal e inoculadas com fungos micorrízicos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 37, n. 91, p. 311-322, 2017.

SOUZA G. I. A., CAPRONI A. L., GRANHA O. J. R. D., SOUCHIE E. L., BERBARA R. L. L. Arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural and forest systems. **Global Science Technology** v.3, p.1-9, 2010.

SOUZA, T. A. F., FREITAS, H. Arbuscular mycorrhizal fungal community assembly in the Brazilian tropical seasonal dry forest. **Ecological Processes**, v. 6, n. 1, p. 1, 2017.

- SINGH, A. K., RAI, A., PANDEY, V., & SINGH, N. Contribution of glomalin to dissolve organic carbon under different land uses and seasonality in dry tropics. **Journal of Environmental Management**, v. 192, p. 142-149, 2017.
- STOFFEL, S. C. G., ARMAS, R. D. D., GIACHINI, A. J., ROSSI, M. J., GONZALEZ, D., MEYER, E., SOARES, C. R. F. S. Arbuscular mycorrhizal in the growth of leguminous trees on coalmine waste enriched substrate. **Cerne**, v. 22, n. 2, p. 181-188, 2016.
- VÁLYI, K., MARDHIAH, U., RILLIG, M. C., & HEMPEL, S. Community assembly and coexistence in communities of arbuscular mycorrhizal fungi. **The ISME journal**, 2016.
- VARGAS, R., BALDOCCHI, D. D., QUEREJETA, J. I., CURTIS, P. S., HASSELQUIST, N. J., JANSSENS, I. A., MONTAGNANI, L. Ecosystem CO₂ fluxes of arbuscular and ectomycorrhizal dominated vegetation types are differentially influenced by precipitation and temperature. **New Phytologist**, v. 185, n. 1, p. 226-236, 2010.
- VARMA, A. & HOCK, B. (eds.). Mycorrhiza: structure, function, molecular biology and biotechnology. **Springer-Verlag**, Berlin, 1995.
- VERBRUGGEN, E., VAN DER HEIJDEN, M. G., WEEDON, J. T., KOWALCHUK, G. A., & RÖLING, W. F. Community assembly, species richness and nestedness of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils. **Molecular Ecology**, v. 21, n. 10, p. 2341-2353, 2012.
- WANG, B.; QIU, Y.-L. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. **Mycorrhiza**, v. 16, n. 5, p. 299-363, 2006.
- WANG, M.; JIANG, P. Colonization and diversity of AM fungi by morphological analysis on medicinal plants in southeast China. **The Scientific World Journal**, v. 2015, 2015.
- WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant & Soil, The Hague**, v. 198, p. 97-107, 1998.
- WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and unusual protein Soil **Science, Baltimore**, v. 161, p. 575-586, 1996.
- XU, Z. X., ZHANG, Y., YAO, Y., LI, H. M., & LI, L. Allelopathic effects of *Casuarina equisetifolia* extracts on seed germination of native tree species. **Allelopathy Journal**, v. 36, n. 2, 2015.
- ZANGARO, W., NISIZAKI, S. M., DOMINGOS, J.C., NAKANO, E.M. Micorriza arbuscular em espécies arbóreas nativas da bacia do rio Tibagi, Paraná. **Cerne**, v. 8, n. 1, p. 77-87, 2002.
- ZANGARO, W.; MOREIRA, M. Micorrizas arbusculares nos biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária. **Micorrizas**, v. 30, p. 279-310, 2010.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estudo sobre atributos biológicos do solo e do meio ambiente em uma área do semiárido, cultivada com espécies florestais permitiu obterem-se sucesso nos resultados sobre a qualidade biológicas do solo, das coberturas com a serapilheira e do estrato herbáceo, ao relacionar uma área cultivada com essências florestais a outra não cultivada. Deste modo, foi evidenciada a influência das espécies arbóreas, em separado, sobre o recurso biológico e ambiental de uma floresta plantada no semiárido. A partir deste estudo, podem ser feitos trabalhos sobre metabólitos de espécies arbóreas, como os compostos aleloquímicos, e suas interações com microorganismos funcionais do solo florestal, bem como, a comparação de poli-cultivos florestais e áreas agrícolas de forma a contribuir para a sustentabilidade dos sistemas agroflorestais na região semiárida.

As espécies florestais avaliadas possuem comprovações científicas das atividades biológicas exercidas pelos seus princípios ativos, com exceção *Colubrina glandulosa* Perkins, no qual, permitiu a avaliação do perfil fitoquímico e as possíveis bioatividades de partes dessa planta (Apêndice), como uma ramificação da dissertação. No entanto, ainda há a necessidade de isolar e identificar esse fitoquímico, a fim de que esses compostos possam ser utilizados em benefício à saúde humana na produção de novos medicamentos fitoterápicos e ao meio ambiente através de testes alelopáticos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANGELINI, G. A. R. **Seleção de fungos micorrízicos arbusculares e ectomicorrízicos para simbioses eficientes com leguminosas arbóreas do gênero *Acacia***. 2008. 93 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Curso de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2008.
- ARAÚJO, A. S. F.; MONTEIRO, R. T. R. Indicadores biológicos de qualidade do solo. **Bioscience Journal**, v. 23, n. 3, 2007.
- ARAÚJO, E. A.; KER, J. C.; NEVES, J. C. L.; LANI, J. L. Qualidade do solo: conceitos, indicadores e avaliação. **Applied Research & Agrotechnology**, v. 5, n. 1, p. 187-206, 2012.
- BEECH, E.; RIVERS, M.; OLDFIELD, S.; SMITH, P. P. Global Tree Search: the first complete global database of tree species and country distributions. **Journal of Sustainable Forestry**, v. 36, n. 5, p. 454-489, 2017.
- BERTOLAZI, A. A.; VENANCIA, J.B.; FIGUEIRA, F.F.; SOUZA, S.B.; BARCELOS, J.B. Toxicidade do alumínio e o potencial dos fungos ectomicorrízicos na biorremediação de solos ácidos. **Natureza online**, v.11, n. 4, p. 170-177, 2013.
- BORGES, A. J.S.; TRINDADE, A. V.; DE MATOS, A. P.; DA SILVA PEIXOTO, M. D. F. Redução do mal-do-panamá em bananeira-maçã por inoculação de fungo micorrízico arbuscular. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 1, p. 35-41, 2007.
- BRASIL, Secretaria de assuntos estratégicos. **Diretrizes para a estruturação de uma Política Nacional de Florestas Plantadas**. Brasília, 2011. p. 30-31.
- CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; GRANHA, J. R. D. O.; MARINHO, N. F. Fungos micorrízicos arbusculares em estéril revegetado com *Acacia mangium*, após mineração de bauxita. **RevistaÁrvore**, v. 29, n. 3, p. 373-381, 2005.
- CARDOSO FILHO, J.A.; PASCHOLATI, S.F.; SABRINHO, R.R. Mycorrhizal Association and Their Role in Plant Disease Protection. *In*: HAKEEM, K. R.; AKHTAR, M.S. (Eds.). **Plant, Soil and Microbes**, v 2: Mechanisms and Molecular Interactions. Springer. p. 95-143, 2016.
- CARDOSO, C.R.P.; SALGADO, H.R.N. e VILEGAS, W. Controle de qualidade preliminar de *Astronium fraxinifolium*, uma planta promissora do cerrado brasileiro. **Ciência & Tecnologia**, v. 6, n. 1, 2014.
- CARENHO, R., GOMES-DA-COSTA, S. M., BALOTA, E. L., & COLOZZI FILHO, A. Fungos micorrízicos arbusculares em agrossistemas brasileiros. **Micorrizas**, v. 30, p. 215-249, 2010.
- CEPERO, M. C.; RESTREPO, S.; FRANCO, A. E. **Biología de hongos**. Santiago: e-libro, Corp., 2012.

CHEUNG, K.C.; MARQUES, M.C.M.; LIEBSCH, D. Relação entre a presença de vegetação herbácea e a regeneração natural de espécies lenhosas em pastagens abandonadas na Floresta Ombrófila Densa do Sul do Brasil. **Acta botânica brasílica**, v. 23, n. 4, p. 1048-1056, 2009.

CITADINI-ZANETTE, V.; PEREIRA, J. L.; JARENKOW, J. A.; KLEIN, A. S.; SANTOS, R. Estrutura da sinúsia herbácea em Floresta Ombrófila Mista no Parque Nacional de Aparados da Serra, sul do Brasil. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 9, n. 1, 2011.

CORREIA, D.; SOUSA, J. A.; VIANA, F.; MESQUITA, A.; MIRANDA, F. R.; NEVES, E.; ARAÚJO, J. Teste e seleção de espécies arbóreas para a indústria do polo moveleiro de Marco, CE (Fase I). **Embrapa Agroindústria Tropical-Documentos (INFOTECA-E)**.v.1, p. 43, 2017.

DANTAS, S. P.; DAMASCENO, M. F. B.; COSTA, M. S.; COSTA, L. R. F.; BRANCO, K. G. C.; BARRETO, L. L.; LIMA, E. C. **Amostragens dos solos em diferentes ambientes: litoral, serra e sertão Ceará, Brasil. Para desenvolver a Terra: memórias e notícias de geociências no espaço lusófono**, p. 125, 2012. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.14195/978-989-26-0531-9_12>. Acesso em: 22 set. 2017.

EFFGEN, E. M.; NAPPO M. E.; CECÍLIO, R A.; MENDONÇA , A. R.; MANZOLE, R ; BORCARTE M.L. Atributos químicos de um latossolo Vermelho-Amarelo distrófico sob cultivo de eucalipto e pastagem no sul do Espírito Santo. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 40, n. 95, p. 375-381, set. 2012.

EUGÊNIO, C.U.O.; MUNHOZ, C.B.R.; FELFILI, J.M. Dinâmica temporal do estrato herbáceo-arbustivo de uma área de campo limpo úmido em Alto Paraíso de Goiás, Brasil. **Acta Botanica Brasílica**, v. 25, n. 2, p. 497-507, 2011.

FAOSTAT, **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Land use data. Disponível em:< <http://www.fao.org/faostat/en/#data/RL> >. Acesso em: 13 ago. 2017.

FARIA, A.B.C.; MONTEIRO, P.H.R.; AUER, C.G.; ÂNGELO, A.C. Uso de ectomicorrizas na biorremediação florestal. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 1, p. 21-29, 2017.

FOKOM, R.; ADAMOU, S.; TEUGWA, M. C.; BOYOGUENO, A. B.; NANA, W. L., NGONKEU, M. E. L.; ZOLLO, P. A. Glomalin related soil protein, carbon, nitrogen and soil aggregate stability as affected by land use variation in the humid forest zone of south Cameroon. **Soil and Tillage Research**, v. 120, p. 69-75, 2012.

FUTAI, K.; TANIGUCHI, T.; KATAOKA, R. Ectomycorrhizae and their importance in forest ecosystems. *In: Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*. **Springer Netherlands**, p. 241-285, 2008.

GARIBAY-ORIJEL, R.; MORALES-MARANON, E.; DOMINGUEZ-GUTIERREZ, M.; FLORES-GARCIA, A. Caracterización morfológica y genética de las ectomicorrizas formadas entre *Pinus montezumae* y los hongos presentes en los bancos de esporas en la Faja Volcánica Transmexicana. **Revista mexicana de biodiversidad**, v. 84, n. 1, p. 153-169, 2013.

GILLIAM, F. S. The ecological significance of the herbaceous layer in temperate forest ecosystems. **AIBS Bulletin**, v. 57, n. 10, p. 845-858, 2007.

GONÇALVES, M. M. ; BARWALDT, A. ; DUARTE, P. 339- Utilização de Espécies Florestais Nativas, Uma Abordagem Econômica e Ecológica. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 1, n. 1, 2006. Disponível em: <http://www.agroecologiaemrede.org.br/upload/arquivos/P108_2005-06-14_145713_339.pdf>. Acesso em: 10 jun. 2016.

GUIA, **Técnico referência**: anuário do setor madeireiro, 2014. Curitiba: Jota, 2014. 90 p.

GUISLON, A. V.; CERON, K.; ELIAS, G. A.; SANTOS, R.; CITADINI-ZANETTE, V. Estrutura da vegetação herbácea em paisagens ciliares no sul de Santa Catarina, Brasil. **Revista Ambiente & Água**, v. 11, n. 3, p. 650, 2016.

HEIJDEN, M. G.; MARTIN, F. M.; SELOSSE, M. A. E.; SANDERS, I. R. Ecologia e evolução micorrízicas: o passado, o presente e o futuro. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1406-1423, 2015.

HEMPEL, S.; RENKER, C.; BUSCOT, F. Differences in the species composition of arbuscular mycorrhizal fungi in spore, root and soil communities in a grassland ecosystem. **Environmental Microbiology**, Oxford, v. 8, n. 9, p. 1930-1938, 2007.

HOEKSEMA, J. D. Coevolução contínua nas interações micorrízicas. **New Phytologist**, v. 187, n. 2, p. 286-300, 2010.

HOLANDA, A. C.; FELICIANO, L. P. A.; FREIRE, F. J.; QUEIROGA S. F.; RAMOS O. F.; S.; ROCHA, A. A. Aporte de serapilheira e nutrientes em uma área de caatinga. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 2, 2017.

HUANG, Y.; TIAN, Y.H.; LIU, X.M.; LIU, J.Y. Study on the Composition and its Antimicrobial effects of essential oils from leaves of *Eucalyptus urophylla*. **Northern Horticulture**, v. 6, p. 010, 2010.

INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES. **Relatório Ibá**: Indicadores de desempenho do setor nacional de árvores plantadas referentes ao ano de 2013. Brasília. 2014. 97 p. Disponível em: <http://www.iba.org/shared/iba_2014_pt.pdf>. Acesso em: 9 maio. 2016.

ITOO, Z.A.; RESHI, Z.A. The multifunctional role of ectomycorrhizal associations in forest ecosystem processes. **The Botanical Review**, v. 79, n. 3, p. 371-400, 2013.

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

KISA, M.; SANON, A.; THIOULOUSE, J.; ASSIGBETSE, K.; SYLLA, S.; SPICHIGER, R.; LEPAGE, M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis can counter balance the negative influence of the exotic tree species *Eucalyptus camaldulensis* on the structure and functioning of soil microbial communities in a sahelian soil. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 62, n. 1, p. 32-44, 2007.

LIMA, R. Y. M.; JUNIOR, S. B.; PAUMGARTTEN, A. E. A.; BRABO, L. S. Dinâmica de crescimento de espécies florestais plantadas em área com conversão de capoeira através do método “recrû” em Belterra–PA. **Embrapa Amazônica Oriental**. 2015. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/128699/1/Pibic2015-39.pdf>>. Acesso em 12 dez. 2016.

MELLO, A. H.; ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J.; LORENSI SOUZA, E.; LOPES OLIVEIRA, V. Fungos arbusculares e ectomicorrízicos em áreas de eucalipto e de campo nativo em solo arenoso. **Ciência Florestal**, v. 16, n. 3, p. 293-301, 2006.

MELLONI, R.; PERREIRA, E. G. M.; ALVARENGA, M. I. N. Indicadores da qualidade do solo. **Informe agropecuário**, v.29, n 244, p.17-29. 2008.

MERGULHÃO, A.C.E.S.; OLIVEIRA, J.P.; BURITY, H.A.; MAIA, L.C. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas nativas e impactadas por mineração gesseira no semiárido brasileiro. **Hoehnea**, v. 34, p. 341-348, 2007.

MOREIRA, F. M. de S.; HUISING, E. J.; BIGNELL D. E. **Manual de biologia dos solos tropicais**: amostragem e caracterização da biodiversidade. Lavras: UFLA, 2010. p. 368.

NIERO, L. A. C.; FALCI DECHEN, S. C.; MARQUES COELHO, R.; CLERICI DE MARIA, I. Avaliações visuais como índice de qualidade do solo e sua validação por análises físicas e químicas em um Latossolo Vermelho distroférrico com usos e manejos distintos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, n. 4, 2010.

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; PALENZUELA, J.; INEICHEN, K. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA fungus**, v. 2, n. 2, p. 191-199, 2011.

ÖPIK, M.; DAVISON, J. Uniting species-and community-oriented approaches to understand arbuscular mycorrhizal fungal diversity. **Fungal Ecology**, v. 24, p. 106-113, 2016.

OPIK, M.; DAVISON, J.; MOORA, M.; PÄRTEL, M.; ZOBEL, M. Response to Comment on “Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism”. **Science**, v. 351, n. 6275, p. 826-826, 2016.

PALLAVICINI, Y.; ALDAY, J. G.; MARTÍNEZ-RUIZ, C. Factors affecting herbaceous richness and biomass accumulation patterns of reclaimed coal mines. **Land degradation & development**, v. 26, n. 3, p. 211-217, 2015.

PINHEIRO, A. C. T.; SOUZA, L. T. O.; COIMBRA, J. L. Controle de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de goiabeira com fungos micorrízicos isolados do Cerrado baiano. **Revista agro@ mbiente on-line**, v. 8, n. 3, p. 398-403, 2014.

PINHEIRO, J. B.; REIFSCHNEIDER, F. J.; PEREIRA, R. B.; MOITA, A. W. Reação de genótipos de *capsicum* ao nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.). **Horticultura Brasileira**, v. 32, n. 3, 2014.

RAMOS, M. L. G.; MENEGHIN, M. F. S.; PEDROSO, C.; GUIMARÃES, C. M.; FREITAS KONRAD, M. Efeito dos sistemas de manejo e plantio sobre a densidade de grupos funcionais de microrganismos, em solo de cerrado. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 1, 2012.

REIS, C.; MORAES, A. D. C.; PEREIRA, A. V.; AGUIAR, A. V.; SOUSA, V. A.; BORGES, H. M. D. Diagnóstico do setor de florestas plantadas no Estado de Goiás. **Embrapa Florestas-Livros científicos (ALICE)**. Brasília, DF: Embrapa, 2015.139 p.

RIGON, J.; CORDEIRO, J.; MORAES, D.A. Composição e estrutura da sinúsia herbácea em um remanescente de Floresta Ombrófila Mista em Guarapuava, PR, Brasil. **Pesquisas Botânicas**, v. 62, p. 333-346, 2011.

RILLIG, M. C.; STEINBERG, P. D. Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 34, n. 9, p. 1371-1374, 2002.

RODRIGUES, A. B. C.; SCARAMUZZA, W. L.; SCARAMUZZA, J. F.; ROCHA, F. Atributos químicos em solo sob floresta nativa e capoeira. **Uniciências**, v. 14, n. 1, 2015. Disponível em: <<http://www.pgsskroton.com.br/seer/index.php/uniciencias/article/view/866>>. Acesso em: 1 nov. 2016.

RODRIGUES, L. G. D. S. M.; GOI, S. R.; RODRIGUES, F. M. Review: Mycorrhizal association as a strategy for the establishment of species in impacted surface. **Journal of Bioenergy and Food Science**, v. 1, n. 1, p. 7-19, 2014.

SAMPAIO, D. B.; MENDES FILHO, P. F.; MASCENA, A. M.; GOMES, V. F. F.; GUIMARÃES, F. V. A. Colonização micorrízica arbuscular e tolerância ao mal-do-Panamá em mudas de banana-maçã. **Revista Ciência Agrônômica**, v. 43, n. 3, p. 462-469, 2012.

SANTANA, O. A.; ENCINAS, J. I. Levantamento das espécies exóticas arbóreas e seu impacto nas espécies nativas em áreas adjacentes a depósitos de resíduos domiciliares. **Biotemas**, v. 21, n. 4, p. 29-38, 2011.

SCORIZA, R. N.; CORREIA, M. E. F.; DA SILVA, E. M. R. O estoque de serrapilheira é eficiente como indicador ambiental em fragmentos florestais de encosta?. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 12, n. 1, p. 79-85, 2017.

SHELDRAKE, M.; ROSENSTOCK, N.P.; REVILLINI, D.; OLSSON, P.A.; MANGAN, S.; SAYER, E.J.; TANNER, E.V. Arbuscular mycorrhizal fungal community composition is altered by long-term litter removal but not litter addition in a lowland tropical forest. **New Phytologist**, v. 214, n. 1, p. 455-467, 2017.

SOUSA, C. S.; FERMINO SOARES, A. C.; COIMBRA, J. L.; DA SILVA GARRIDO, M.; SILVA MACHADO, G. Fungos micorrízicos arbusculares no controle de *Meloidogyne incognita* em mudas de tomateiro. **Revista Caatinga**, v. 23, n. 1, p. 15-20, 2010.

SILVA, A. C. C.; PRATA, A. P. N.; MELLO, A. A. Flowering plants of the Grota do Angico Natural Monument, Caatinga of Sergipe, Brazil. **Journal of species lists and distribution**, v. 9, n. 4, p. 733-739, 2013.

SILVA, C.F; ARAUJO, J.L.S.; SILVA, E. M. R. Proteína do solo relacionada à glomalina: uma alternativa pra avaliação da qualidade do solo In: FIGUEIREDO, M. do V. B.; BURITY, H. A.; OLIVEIRA, J.P.; SANTOS, C.E.R.S.; STAMFORD, N.P. (Ed.). **Biotecnologia**

aplicada à agricultura: textos de apoio e protocolos experimentais. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2010. p. 519-559.

SILVA, I.R.; SILVA, D.K.A.; SOUZA, F.A.; OEHL, F.; MAIA, L.C. Changes in arbuscular mycorrhizal fungal communities along a river delta island in northeastern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 79, p. 8-17, 2017.

SILVA, L. G.; DE CARVALHO MENDES, I.; DOS REIS JUNIOR, F. B.; FERNANDES, M. F.; DE MELLO, J. T.; KATO, E. Atributos físicos, químicos e biológicos de um Latossolo de cerrado em plantio de espécies florestais. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 44, n. 6, p. 613-620, 2010.

SILVA, R. F.; ANTONIOLLI, Z. I.; LUPATINI, M.; TRINDADE, L. L. Ectomicorrização em quatro espécies florestais nativas do Rio Grande do Sul e sua eficiência em solo contaminado por cobre. **Ciência e Natura**, v. 33, n. 2, p. 95, 2011.

SMITH, M. E.; HENKEL, T. W.; CATHERINE AIME, M.; FREMIER, A. K.; VILGALYS, R. Ectomycorrhizal fungal diversity and community structure on three co-occurring leguminous canopy tree species in a Neotropical rainforest. **New Phytologist**, v. 192, n. 3, p. 699-712, 2011.

SINGH, A. K.; RAI, A.; SINGH, N. Effect of long term land use systems on fractions of glomalin and soil organic carbon in the Indo-Gangetic plain. **Geoderma**, v. 277, p. 41-50, 2016.

SINGH, A. K.; RAI, A.; PANDEY, V.; SINGH, N. Contribution of glomalin to dissolve organic carbon under different land uses and seasonality in dry tropics. **Journal of Environmental Management**, v. 192, p. 142-149, 2017.

SOUZA, E. L. D.; ANTONIOLLI, Z. I.; MACHADO, R. G.; PAZZINI, D. E.; DAHMER, S. F., REDIN, M.; RAMIRES, M. F. Ectomycorrhizal isolates in the seedling production of *Eucalyptus grandis* W. Hill ex. Maiden in quartzarenicneosols. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 2, p. 471-484, 2017.

SOUZA, V. C.; DA SILVA, R. A.; CARDOSO, G. D.; BARRETO, A. F. Estudos sobre fungos micorrízicos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 10, n. 3, p. 612-618, 2006.

STEFFEN, G. P. K., STEFFEN, R. B., MORAIS, R. M. D., SALDANHA, C. W., MALDANER, J., & LOIOLA, T. M. *Parapiptadenia rigida* mycorrhization with spores of *Scleroderma citrinum*. **Cerne**, v. 23, n. 2, p. 241-248, 2017.

STÜRMER, T., JOSHI, M., GLYNN, R. J., AVORN, J., ROTHMAN, K. J., & SCHNEEWEISS, S. A review of the application of propensity score methods yielded increasing use, advantages in specific settings, but not substantially different estimates compared with conventional multivariable methods. **Journal of clinical epidemiology**, v. 59, n. 5, p. 437, 2006.

SUZ, L. M.; AZUL, A. M.; MORRIS, M. H.; BLEDSOE, C. S.; MARTÍN, M. P. Morphotyping and molecular methods to characterize ectomycorrhizal roots and hyphae in

soil. In: _____. **Molecular Mechanisms of Plant and Microbe Coexistence**. Berlin Heidelberg: Springer, 2008. p. 437-474.

TEDERSOO, LEHO; MAY, TOM W.; SMITH, MATTHEW E. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 4, p. 217-263, 2010.

TONINI, H.; COSTA, M. C. G.; SCWENGBER, L. A. M. Crescimento da teca (*Tectona grandis*) em reflorestamento na Amazônia Setentrional. **Pesquisa Florestal Brasileira**, n. 59, p. 05, 2010.

VILLA, E. B., PEREIRA, M. G., ALONSO, J. M., BEUTLER, S. J., & LELES, P. S. D. S. Aporte de serapilheira e nutrientes em áreas de restauração florestal com diferentes espaçamentos de plantio. **Floresta e Ambiente**, v. 23, n. 1, p. 90-99, 2016.

WANG, Y.C. Medicinal plant activity on *Helicobacter pylori* related diseases. **World Journal of Gastroenterology**, v. 20, n. 30, p. 10368, 2014.

WRIGHT, S. F.; ANDERSON, R. L. Aggregate stability and glomalin in alternative crop rotations for the central Great Plains. **Biology and Fertility of Soils**, v. 31, n. 3-4, p. 249-253, 2000.

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant & Soil, The Hague**, v. 198, p. 97-107, 1998.

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and unusual protein Soil **Science, Baltimore**, v. 161, p. 575-586, 1996.

WU, Q. S.; CAO, M. Q.; ZOU, Y. N.; HE, X. H. Direct and indirect effects of glomalin, mycorrhizal hyphae, and roots on aggregate stability in rhizosphere of trifoliolate orange. **Scientific reports**, v. 4, n. 5823, p. 1-8, 2014.

YANG, Q.; LI, B.; SIEMANN, E. The effects of fertilization on plant-soil interactions and salinity tolerance of invasive *Triadica sebifera*. **Plant and Soil**, v. 394, n. 1-2, p. 1-9, 2015.

ZÁCHIA, R.A.; WAECHTER, J.L. Diferenciação espacial de comunidades herbáceo-arbustivas em florestas costeiras do Parque Nacional da Lagoa do Peixe, Rio Grande do Sul. **Pesquisas: Botânica**, v. 62, p. 211-238, 2011.

APÊNDICE

APÊNDICE A – Phytochemical profile and biological activity of ethanolic extract of *Colubrina gladulosa* Perkins (Rhamnaceae)

Journal:	<i>Hoehnea</i>
Manuscript ID	HOEHNEA-2017-0095
Manuscript Type:	Original Article
Date Submitted by the Author:	02-Jan-2018
Complete List of Authors:	da Silva, Maria Cátia; EMBRAPA Agroindustrial Tropical, Microbiologia do Solo



Phytochemical profile and biological activity of ethanolic extract of *Colubrina glandulosa* Perkins (Rhamnaceae)

Journal:	<i>Hoehnea</i>
Manuscript ID	HOEHNEA-2017-0095
Manuscript Type:	Original Article
Date Submitted by the Author:	02-Jan-2018
Complete List of Authors:	da Silva, Maria Cátia; EMBRAPA Agroindustrial Tropical, Microbiologia do Solo

SCHOLARONE™
Manuscripts

View Only

1
2
3 1
4 2
5 3
6 4
7 5
8 6
9 7
10 8
11 9
12 10
13 11
14 12
15 13
16 14
17 15
18 16
19 17
20 18
21 19
22 20
23 21
24 22
25 23
26 24
27 25
28 26
29 27
30 28
31 29
32 30
33 31
34 32
35 33
36 34
37 35
38 36
39 37
40 38
41 39
42 40
43 41
44 42
45 43
46 44
47 45
48 46
49 47
50 48
51 49
52 50
53 51
54 52
55 53
56 54
57 55
58 56
59 57
60 58

Phytochemical profile and biological activity of ethanolic extract of *Colubrina glandulosa* Perkins (Rhamnaceae)¹

Maria Cátia Barroso da Silva^{*2}, Selene Maia de Moraes², Raquel Oliveira dos Santos Fontenelle³, Patrícia Silva Costa³, Olmar Baller Weber⁴

¹Esse artigo é parte da Dissertação da primeira autora;

²Centro de Ciências e Tecnologias da Universidade Estadual do Ceará (UECE), Av. Dr. Silas Muguba, 1700, Campus do Itaperi, 60740-000, Fortaleza, Ceará State (Brazil);

³Laboratório de Microbiologia de Microbiologia da Universidade Vale do Acaraú (UVA), Av. da Universidade, 850, Betânia, 62040-370, Sobral, Ceará State;

⁴Embrapa Agroindústria Tropical, Rua Dra. Sara Maesquita, 2270, Pici, 60511-110, Fortaleza.

*Corresponding authors: catybio@gmail.com, olmar.weber@embrapa.br.

1
2
3 27
4
5 28
6
7 29
8 30
9 31
10 32
11 33
12 34
13 35
14 36
15 37
16 38
17 39
18 40
19 41
20 42
21
22 43
23
24 44
25
26 45
27
28 46
29 47
30
31 48
32
33 49
34 50
35
36 51
37 52
38
39 53
40
41 54
42 55
43
44 56
45
46 57
47 58
48
49 59
50 60
51
52 61
53
54 62
55
56 63
57
58
59
60

ABSTRACT: (Phytochemical profile and biological activity of ethanolic extract of *Colubrina glandulosa* Perkins (Rhamnaceae)). Brazilian flora is very diverse but has been under-exploited as few species have been used for their bioactive properties. In this work was characterized the profile phytochemical and evaluated the antioxidant, anticholinesterase and antifungal activity of ethanolic extracts (EE) of leaves and roots from *Colubrina glandulosa* Perkins (Sobrasil), a widespread hardwood species used by the wood industry. EE of leaves and roots were used to identify chemical constituents, quantification of phenols, flavonoids and tannins and biological activities were evaluated. The presence of steroids, flavonoids, saponins and tannins in leaves and roots was confirmed, and seven other secondary metabolites were detected in the root extract. There were few flavonoids but a significant content of phenols and tannins, so it was effective in inhibiting the DPPH radical of the enzyme acetylcholinesterase and dermatophyte *T. rubrum*. This result shows, in particular the root, could be exploited for the isolation of bioactive compounds to be used in the development of phytotherapies.

Keywords: Antioxidant, anticholinesterase, antifungal

Introduction

Plants have been used for therapeutic ends since time immemorial, and there is a substantial body of evidence showing the potential and the benefits of their use, as well as the risks involved in using nature in this way (BOLIGON *et al.*, 2009b). As phytochemistry has advanced, the structures and the biosynthetic properties of natural compounds found in the secondary metabolism of plants have also been researched (BRAZ FILHO, 2010).

Among the natural substances produced by plants, phenolic acids, flavonoids and tannins are known for their bioactive properties. The antioxidant activity of these phytochemicals is attributed to their effectiveness against free radicals in defending biological systems from damage arising from the oxidation of macromolecules, such as lipids and proteins, as well as the DNA molecule and other cellular structures (RIBEIRO *et al.*, 2015; WU *et al.*, 2011). Antioxidants, in particular, have a positive effect on the organism in the fight against degenerative, cardiovascular, neoplastic and inflammatory diseases. These substances can therefore be used in several different areas, including the food, pharmaceutical and cosmetics sectors (PENIDO *et al.*, 2017).

Plants also produce metabolites which are able to inhibit pathogens (BONETT *et al.*, 2012). Given the growth in resistance among fungi and bacteria to the effects of present-day drugs, there is a search for new molecules with antimicrobial activity (JÚNIOR *et al.*, 2015; SOBRINHO *et al.*, 2016).

The country size of Brazil and the wide variety of plants found there have facilitated the search to identify plants with bioactive potential (FRIAS *et al.*, 2011). Some of the plants with these properties belong to the Rhamnaceae family (MOREIRA *et al.*, 2013), which has approximately 50 species and 13 genera, including the genera *Alvimiantha*, *Ampelozizyphus*, *Colletia*, *Colubrina*, *Condalia*, *Crumenaria*, *Discaria*, *Gouania*, *Reissekia*, *Rhamnidium*, *Rhamnus*, *Scutia*, *Zizyphus* (SOUZA & LORENZI, 2008).

Among the various different biological activities carried out by representatives of the Rhamnaceae family, the most important are their antioxidant (RIBEIRO *et al.*, 2015), antimicrobial (HOSSAIN *et al.*, 2015), antiviral (SONG *et al.*, 2016) and antinociceptive properties (KALEEM *et al.*, 2013). In addition, antimalarial activity and anticancer cytotoxicity have been identified in extracts from plants from the

1
2
3 98 *Colubrina* genus (SANGSOPHA *et al.*, 2017). It should be noted that bioactive
4 99 compounds are also present in the following species: *Scutia Buxifolia*, *Rhamnus*
5
6 100 *frangula* L., *R. sphaerosperma* var. *pubescens* (Reissek), *R. alaternus* L., *Hovenia*
7
8 101 *acerba*, *H. Dulcis*, *Jaffrea xerocarpa*, *Zizyphus mauritiana*, *Z. jujuba* Mill., *Z. joazeiro*,
9
10 102 *Z. oxyphylla* Edgew, as well as *Colubrina decipiens* (FIENENA *et al.*, 2016) and *C.*
11 103 *asiatica* (SANGSOPHA *et al.*, 2017).

12
13 104 *Colubrina glandulosa* Pekins, known as ‘Sobrasil’, is an arboreal species
14 105 which is found in many regions of Brazil, including the Mata Atlântica, the Cerrado
15 106 and the Amazon basin (BRANCALION *et al.*, 2011). This species adapts well to
16 107 different environments and ecosystems and is now in high demand by the regional
17 108 timber industries. That is why *C. glandulosa* has been planted in the semiarid regions of
18 109 Brazil. There is, however, very little information about its biological properties, and for
19 110 this reason phytochemical research needs to be carried out. The aim of this study was to
20 111 characterize ethanolic extracts from the leaves and the roots of *C. glandulosa*, in order
21 112 to determine the levels of total phenols, flavonoids and tannins, and to evaluate its
22 113 antioxidant, anticholinesterase and antifungal activity.
23
24
25
26
27
28
29

30 114 31 115 **Material and Methods** 32 116

33 117 Samples of the leaves and roots of *Colubrina glandulosa* Perkins were taken
34 118 from a tree in the forest planted in the Acaraú municipality, in the State of Ceará
35 119 (Brazil), one morning in June 2016. The tree was approximately five years old and had
36 120 no obvious signs of disease or nutritional disequilibrium. The samples were put in paper
37 121 bags and taken to the Soil laboratory at the Embrapa Agroindústria Tropical, in
38 122 Fortaleza (Ceará State), to be dried in a forced air circulation stove at 65 °C. After being
39 123 dried, the material was powdered in a mortar and representative subsamples of the
40 124 leaves and roots were stored in plastic containers. The analyses were carried out in the
41 125 Chemical and Natural Resource Lab (LQPN), belonging to the Universidade Estadual
42 126 do Ceará (UECE). The ethanolic extracts were obtained from 43.17 g of dry leaves and
43 127 11.53 g of dry roots, in accordance with LQPN protocols. The extractions with ethanol
44 128 PA (100%) took place over eight days. Later, the extracts were filtered and put in a
45 129 rotary evaporator, at a constant temperature and reduced pressure (40 rpm at 70 °C), and
46 130 a in warm water bath (at 55 °C) for the removal of the ethanol. The yield from the
47 131 leaves was 4.6% and from the roots it was 4.5%.

1
2
3 132

4 133 Phytochemical characterization

5
6 134

7 135 The ethanolic extracts of the leaves (EEFCG) and of the roots (EERCG) of
8
9 136 *C. glandulosa* underwent phytochemical tests, using the methodology presented by
10
11 137 Matos (MATOS, 1997), determining the presence of any secondary metabolites by
12
13 138 means of the visual verification of any colorimetric changes and/or precipitate
14
15 139 emergence. This took place after the addition of reagents, such as: ferric chloride, to
16
17 140 detect phenolic compounds (precipitation reaction); hydrochloric acid and sodium
18
19 141 hydroxide, for the flavonoid subclasses (reaction of acid/base); chloroform, acetic
20
21 142 anhydride, and sulphuric acid to determine steroids/triterpenoids. In addition,
22
23 143 hydrochloric acid, Dragendorff reagent, and Mayer reagent were used to determine the
24
25 144 alkaloids (SILVA *et al.*, 2015).

26
27 145

28 146 Quantification of flavonoids - The flavonoid content was measured as
29
30 147 described by Funari and Ferro (2006), using 2 mL aliquots of leaf and root extracts in a
31
32 148 concentration of 2 mg.mL⁻¹ (obtained by dissolving 20 mg of dry residue in 10 mL of
33
34 149 ethanol). One milliliter of aqueous solution of aluminum chlorate (AlCl₃), diluted in a 25
35
36 150 mL flask, was added to the extracts. After 30 minutes, the absorbance of the extracts
37
38 151 was measured in a spectrophotometer, using a wavelength (λ) of 425 nm. Quercetin was
39
40 152 used as the benchmark. That procedure was carried out three times and the results
41
42 153 expressed in mg of quercetin per gram of extract (EQ mg.g⁻¹) as in Penido and
43
44 154 colaborators (2017).

45
46 155

47 156 Quantification of total phenols - The phenols were measured using Folin-
48
49 157 Ciocalteu reagent, in which 7.5 mg of ethanolic extract was dissolved in methanol P.A.
50
51 158 The extract was placed in a 25 mL volumetric flask which was then filled with
52
53 159 methanol. An aliquot of this solution (100 μ L) was shaken by hand with 500 μ L of Folin
54
55 160 - Ciocalteu for 30 seconds. Immediately afterwards, aliquots of 6 mL of distilled water
56
57 161 and 2 mL of 15% sodium carbonate (Na₂CO₃) were added and the samples were shaken
58
59 162 for one minute. Finally, the flasks were filled to 10 mL using distilled water. Two hours
60
61 163 later, the absorbance of the samples was measured at 750 nm, using glass cuvettes. The
62
63 164 negative control was the methanol and all the reagents, with the exception of the
64
65 165 sample. The benchmark standard was gallic acid. All the analyses were carried out in

1
2
3 166 triplicate and the results expressed in mg of gallic acid per gram of extract (GAE mg.g⁻¹), as in Penido and colaboradores (2017).
4
5
6

7 168

8 169 Quantification of total tannins - The levels of tannins were measured by the
9 Folin-Denis method (PANSERA *et al.*, 2003), using 5 mg of ethanolic extract of leaves
10 and roots dissolved in distilled water (100 ml). The aliquots of this solution (1 mL) had
11 1 mL of Folin-Denis added to them and were left for three minutes. Straight after this,
12 1 mL of sodium carbonate at 8% (Na₂CO₃) was added. After being shaken and then left
13 to rest for two hours, absorbance was determined using a spectrophotometer ($\lambda = 725$
14 nm). Tannic acid was used in order to establish the standard curve. The whole procedure
15 was carried out in triplicate, and the results were expressed in mg of tannic acid per
16 gram of extract (EAT mg.g⁻¹).
17
18

19 178

20 179 Antioxidant activity - Antioxidant activity was measured by the colorimetric
21 method of free radical scavenging activity DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil), in
22 accordance with Penido and colaboradores ⁽⁰⁾. The consumption of free radical DPPH by
23 the samples was monitored by measuring the decline in absorbance in the solutions, at
24 different concentrations. Aliquots with 3.9 mL of a methanolic solution 6.5 x 10⁻⁵ M of
25 free radical DPPH were distributed in test tubes. Immediately afterwards 0.1 mL of
26 methanolic solutions from the samples (root and leaf) were added, forming
27 concentrations of 10,000, 5,000, 1,000, 500, 100, 50, 10 and 5 ppm. The samples were
28 then stored in a dark place for 60 minutes. Absorbance was determined in a Spekol
29 spectrophotometer ($\lambda = 515$ nm). The percentage of free radical scavenging activity by
30 the samples (AS%) was estimated by the the following formula: AS% = 100 ($a_{DPPH} - a_{Sample}$)
31 a_{DPPH}^{-1} , where a_{DPPH} is the measure of the initial absorbance of the DPPH
32 solution, and a_{Sample} is the absorbance of the reaction mixture (methanolic solution of
33 extracts at different concentrations and DPPH solution) in the time period of 60
34 minutes. The values found were used to calculate the concentration at which 50% of the
35 free radicals in the solution were inhibited (CL₅₀). For the purposes of comparison, the
36 standard routine test was used. All procedures were carried out in triplicate, in
37 accordance with Penido and colaboradores (2017).
38
39

40 197

41 198 Inhibitory activity of acetylcholinesterase enzyme (AChE) -
42 Anticholinesterase activity was measured by Ellman's qualitative method (ELLMAN *et*
43
44
45
46
47
48
49
50
51
52

1
2
3 200 *al.*, 1961), adapted for thin-layer chromatography (RHEE *et al.*, 2001), using the acid
4 201 reagent solution 5.5'-ditiobis-2-nitrobenzoic (DTNB) and acetylcholine iodide (ATCI)
5 202 as a buffer solution. The samples of the extracts were diluted in chloroform (CHCl₃)
6 203 placed on chromatographic plates. After the solvent had evaporated, the substrate
7 204 (ATCI, 1mM in buffer solution) and Ellman's reagent (DTNB, 1 mM in buffer solution)
8 205 were pulverized, leaving it to dry for between three and five minutes, followed by
9 206 spraying (3 U/mL) of the enzyme acetylcholinesterase (AChE), which led to the
10 207 emergence of yellow coloring on the chromatoplate after 10 minutes. The appearance of
11 208 white haloes around the samples was an evidence of the inhibition of the AChE enzyme.
12 209 The haloes were measured and compared to the benchmark alkaloid physostigmine
13 210 (SILVA *et al.*, 2015).
14
15
16
17
18
19
20
21

22 212 Antifungal evaluation *in vitro* - The activity of the extracts on fungal strains
23 213 was evaluated in the microbiology laboratory at the Universidade Estadual Vale do
24 214 Acaraú (UVA), in Sobral (Ceará State). The fungal strains tested came from the 'Santa
25 215 Casa de Misericórdia de Sobral' (*Candida albicans* - LABMIC 0107 and 0108 and *C.*
26 216 *kruzei* - LABMIC 0124), from the *American Type Culture Collection* (*C. parapsilosis* -
27 217 ATCC 22019), and the mycology collection belonging to the Universidade Federal de
28 218 Pernambuco (Recife, Pernambuco state) (*Trichophyton rubrum* - LABMIC 0203, 0204,
29 219 0209 e 0210).

30 220 The minimum inhibitory concentration (MIC) and the minimum fungicidal
31 221 concentration (MFC) of the extracts were measured using the broth microdilution
32 222 method, in accordance with protocols M38-A2 and M27-A3 for *T. rubrum* and *Candida*
33 223 *spp.*, respectively, from the *Clinical Laboratory Standards Institute* (CLSI, 2008a,b).

34 224 The fungal inoculants were prepared from strains activated in Sabouraud
35 225 agar for five days, (for *T. rubrum*) and 48 hours (for *Candida spp.*), at room
36 226 temperature. Activated microbial cultures were transferred to a sterile saline solution,
37 227 followed by dilutions in RPMI (*Roswel Park Memorial Institute*) medium in order to
38 228 obtain 2 a 5×10^3 colony forming units (CFUs) mL⁻¹ of *T. rubrum* and 5×10^5 CFU mL⁻¹
39 229 for *Candida spp.* Aliquots of 100 µL of RPMI medium were first placed in a 96-well
40 230 microplate. Later, 100 µL of the extracts was added, and finally 100 µL of the fungal
41 231 inoculants. The concentrations of the extracts ranged from 2.5 to 0.15 mg.mL⁻¹. The
42 232 microplates were incubated at room temperature for two days for *Candida spp.* and five
43 233 days for *T. rubrum*. The commercial benchmark antifungal substances were

234 'Anfotericina B' against *Candida* spp., and Ketoconazol against *T. rubrum*. The
235 concentrations of these commercial products ranged from 16 to 0.125 $\mu\text{g.mL}^{-1}$. The
236 whole procedure was carried out in duplicate.

237 The MIC was determined by the lowest concentration able to inhibit the
238 growth of the target microorganism and the MFC by the lowest concentration able to
239 eliminate the microorganism

240

241

Results

242

243 Phytochemical characterization - The phytochemical characterization of the
244 ethanolic extracts of Sobrasil roots enabled the identification of 11 secondary
245 metabolites with bioactivity (Alkaloids, Free steroids, Phenols, Flavanones,
246 Flavononols, Flavonols, Flavonoids, Leucoantocianidines, Saponins, Tannins e
247 Xanthones) while, in the leaves, only free steroids, flavonoids, saponins and tannins
248 were detected. This is evidence of how the roots of plants could be used for the
249 identification of bioactive properties.

250 Quantification of phenols, flavonoids and tannins - The qualitative
251 phytochemical test used here for the detection of phenol indicated an unexpected
252 negative result in leaves, which can be attributed to the low sensitivity of that method.
253 However, the mere presence of flavonoids and tannins could corroborate inconsistent
254 results, and for this reason a quantative test for phenols was carried out on both parts of
255 the 'Sobrasil' tree. So, low levels of phenols were found in the leaves (12.30 ± 9.96 mg,
256 equivalent to gallic acid per gram) compared to the roots (30.00 ± 14.68 mg GAE.g⁻¹)
257 (Table 1). The root extract had a larger tannin content (22.70 ± 0.02 mg), than that of
258 the leaves (5.70 ± 0.03 mg), but they were similar with regard to tannic acid per gram
259 of material. In contrast, the levels of flavonoids were higher in the leaves (6.92 ± 0.36
260 mg, equivalent to quercetin per gram of material) than in the roots of the plant ($1.08 \pm$
261 0.46 mg QE.g⁻¹).

262

263 Antioxidant and anticholinesterase activities - The kidnapping of the DPPH
264 free radical by the ethanolic extracts showed high antioxidant capacity in the roots
265 (Table1), in which CI_{50} $7.42 \pm 0,09$ $\mu\text{g.mL}^{-1}$ was observed, a low concentration of
266 extract able to capture and neutralize 50% of the DPPH radical, equivalent to half the
267 concentration obtained by the glycosidic flavonol rutin (13.74 ± 0.26 $\mu\text{g.mL}^{-1}$), used as

1
2
3 268 the control sample. The leaf extract showed low effectiveness, and therefore a
4 269 concentration ten times higher than the control was needed ($138.572 \pm 2.71 \mu\text{g.mL}^{-1}$).

5
6 270 Anticholinesterase activity was seen in both extracts (leaves and roots),
7 271 reaching results similar to those found in physostigmine (benchmark substance). It
8 272 should be noted that substances which inhibit antocholinesterase could one day be used
9 273 in the clinical treatment of Alzheimer's, according to Hernández-Montiel and
10 274 collaborators (2017).

11 275 Antifungal *in vitro* evaluation - The leaf and root extracts tested were not
12 276 able to inhibit fungi of *Candida* genus, although they were active against *T. rubrum*.
13 277 For the 4 strains of this fungal species tested, the minimum inhibitory concentration
14 278 (MIC) ranged from 0.31 to 0.62 mg.mL⁻¹ and the minimum fungicidal concentration
15 279 (MFC) ranged from 0.31 to 1.25 mg.mL⁻¹ (Table 2). The roots from the tree in question
16 280 were found to be more effective than the leaves.

17 281

18 282

282 **Discussions**

19 283

20 284 The secondary metabolites detected in *C. glandulosa* were steroids,
21 285 flavonoids, saponins and tannins, which are also present in other genera of the
22 286 Rhamnaceae family (ALARCON e CESPEDES, 2015; RAGHAVENDRA *et al.*, 2015).

23 287 The phytochemical characterization of the ethanolic extract of roots allowed
24 288 alkaloids, phenols, xanthones and representatives of the flavonoid group to be
25 289 identified. The roots from 'Sobrasil' have not yet been studied for the purpose of
26 290 identifying compounds or active biomolecules. It should be noted that the roots of other
27 291 species in the Rhamnaceae family are being used in the treatment of stomach ailments
28 292 and diabetes and may also be active against bacteria and insects (ALARCON &
29 293 CESPEDES, 2015).

30 294 The metabolic compounds identified in both extracts (leaves and roots) are
31 295 evidence of the bioactive properties of *C. glandulosa*. Flavonoids and saponins are
32 296 commonly associated with therapeutic activities, being both antimicrobial and
33 297 antioxidant (MELO *et al.*, 2012), and the presence of tannins, alkaloids and steroids
34 298 may also express anesthetic activity (KALEEM *et al.*, 2013; BOLIGON *et al.*, 2009a).

35 299 The levels of tannins, phenols and flavonoids were low in both extracts
36 300 tested corroborating what is known about *Scutia buxifolia* Reissek, another
37 301 representative of the Rhamnaceae family (BOLIGON *et al.*, 2009b). With the results of

1
2
3 302 this study a diverse group of flavonoids were also identified as: flavanones; flavonoids;
4 303 flavonols and leucoanthocynadins. However, the concentration of flavonoids confirmed
5 304 in the root extract was low, compared to that we observed in the leaves. On the other
6 305 hand, roots represented an important source of phenol and tannin.

7
8
9 306 However, we should point out that phytochemical characterization and the
10 307 test to quantify phenolic compounds can be affected by the kind of extractor used.
11 308 According to Rockenbach and colaboradores (2008) ethanol affects the extraction of
12 309 phenolic compounds, in the sense that ethanolic extracts usually have low levels of
13 310 phenols, tannins and flavonoids (BAE *et al.*, 2012). Moreover, Melo and colaboradores
14 311 (2012), confirmed the absence of flavonoids and tannins in hydroalcoholic extracts
15 312 when the skins of *Z. joazeiro* Mart. were used.

16 313 The antioxidant activity of the ethanolic extract of the roots of *C. gladiosa*
17 314 was considered to be effective in inhibiting the free radical DPPH ($7.42 \mu\text{g.mL}^{-1}$), when
18 315 compared to the concentrations of this free radical which were observed in the ethanolic
19 316 extract in the leaves of *Z. joazeiro* ($461.88 \mu\text{g.mL}^{-1}$) by Silva and colaboradores (2011).
20 317 Moreover, Ibrahim and colaboradores (2012), report that ethanolic extracts of *Z.*
21 318 *mucronata* have better antioxidant activity, particularly those obtained from the roots
22 319 ($1,38 \mu\text{g.mL}^{-1}$). It is significant that the antioxidant activity of an extract is associated
23 320 with the presence of phenols and flavonoids (BHOURI *et al.*, 2012; AMMAR *et al.*,
24 321 2009).

25 322 Both extracts used in the study showed good anticholinesterase activity,
26 323 which may be attributed to the flavonoids and other phenol groups. These compounds
27 324 are effective against AChE, reducing oxidative stress in cells, and could even retard the
28 325 appearance of cardiac and neurodegenerative diseases, such as Alzheimer's
29 326 (HERNÁNDEZ-MONTIEL *et al.*, 2017).

30 327 The effectiveness of the root and leaf extracts against the dermatophyte *T.*
31 328 *rubrum* was similar to that observed against other fungi using parts of the plant
32 329 belonging to the genus *Zizyphus* (RAGHAVENDRA *et al.*, 2015; MELO *et al.*, 2012).
33 330 This suggests new potential uses of *C. gladiosa*. In species belonging to the
34 331 Rhamnaceae family, several activities have also been observed including antiviral
35 332 (SONG *et al.*, 2016), and antibacterial (MUHAMMAD *et al.*, 2017; CARRANZA *et*
36 333 *al.*, 2015), although little is known about antifungal activities (BOLIGON *et al.*, 2014).
37 334 These properties could be evaluated in future research into Sobrasil and other that tree
38 335 species.

336

337

Conclusions

338

339

340

341

342

343

344

345

346

347

348

Acknowledgements

349

350

351

352

353

354

355

356

357

358

359

360

361

362

363

364

365

366

1
2
3 367
4
5 368
6
7 369
8
9 370
10
11 371
12
13 372
14
15 373

References

- 16
17 374 ALARCON, J.; CESPEDES, C. L. Chemical constituents and biological activities of
18 375 South American Rhamnaceae. *Phytochem. Rev.* **14**, 389-401 (2015).
19 376
20 377 AMMAR, R. B. *et al.* Antioxidant and free radical-scavenging properties of three
21 378 flavonoids isolated from the leaves of *Rhamnus alaternus* L. (Rhamnaceae): A
22 379 structure-activity relationship study. *Food Chemistry.* **116**, 258-264 (2009).
23 380
24 381 BAE, H., JAYAPRAKASHA, G. K., CROSBY, K., JIFON, J. L., & PATIL, B. S.
25 382 Influence of extraction solvents on antioxidant activity and the content of bioactive
26 383 compounds in non-pungent peppers. *Plant Foods Hum Nutr.* **67**, 120-128,
27 384 doi:10.1007/s11130-012-0290-4 (2012).
28 385
29 386 BHOURI, W., BOUBAKER, J., KILANI, S., GHEDIRA, K., & CHEKIR-GHEDIRA,
30 387 L. Flavonoids from *Rhamnus alaternus* L.(Rhamnaceae): Kaempferol 3-O- β -
31 388 isorhamninoside and rhamnocitrin 3-O- β -isorhamninoside protect against DNA damage
32 389 in human lymphoblastoid cell and enhance antioxidant activity. *S. Afr. J. Bot.* **80**, 57-62
33 390 (2012).
34 391
35 392 BOLIGON, A. A. *et al.* *Scutia buxifolia* Reissek essential oil: in vitro antioxidant and
36 393 antimicrobial activities. *An. Acad. Bras. Ciênc.* **86**,1463-1469, doi:10.1590/0001-
37 394 3765201420120034 (2014).
38 395
39 396 BOLIGON, A. A., MAGOGA, B. R., FELTRIN, A. C., JANOVIK, V., & ATHAYDE,
40 397 M. L. Potencial antioxidante in vitro, conteúdo de fenóis e flavonóides nos ramos de
41 398 *Scutia buxifolia* Reissek. *Saúde (Santa Maria).* **35**, 34-38 (2009b).
42 399
43 400 BOLIGON, A. A.; FELTRIN, A. C.; JANOVIK, V.; FROHLICH, J. K.; ATHAYDE,
44 401 M. L. Estudo fitoquímico das cascas do tronco de *Scutia buxifolia* Reissek. *Saúde*
45 402 (Santa Maria). **35**, 04-06, doi:10.5902/223658344144 (2009a).
46 403
47 404 BONETT, L. P., MULLER, G. M., WESSLING, C. R., & GAMELO, F. P. Extrato
48 405 etanólico de representantes de cinco famílias de plantas e óleo essencial da família
49 406 Asteraceae sobre o fungo *Colletotrichum gloeosporioides* coletados de frutos de
50 407 mamoeiro (*Carica papaya* L.). *Rev. Bras. Agroecologia.* **7**, 116-125 (2012).
51 408
52
53
54
55
56
57
58
59
60

- 1
2
3 409 BRANCALION, P. H. S.; MONDO, V. H. V.; NOVEMBRE, A. D. L.C. Chemical
4 410 scarification to overcome dormancy on *Colubrina glandulosa* Perk.(Rhamnaceae)
5 411 seeds. Rev.Árvore. 35, 119-124 (2011).
6 412
7 413 BRAZ FILHO, R. Contribuição da fitoquímica para o desenvolvimento de um país
8 414 emergente. Quím. Nova. **33**, p. 229-239 (2010).
9 415
10 416 CARRANZA, M. G., SEVIGNY, M. B., BANERJEE, D., & FOX-CUBLEY, L.
11 417 Antibacterial activity of native California medicinal plant extracts isolated from
12 418 *Rhamnus californica* and *Umbellularia californica*. Ann. Clin. Microbiol. Antimicrob.
13 419 **14**, 29 doi:10.1186/s12941-015-0086-0 (2015).
14 420
15 421 CLINICAL AND LABORATORIAL STANDARDS INSTITUTE (CLSI). Reference
16 422 Method for Broth Dilution Antifungal Susceptibility Testing of Yeasts: Approved
17 423 Standart – 3rd ed. Document M27-A3. Wayne, PA: CLSI (2008a).
18 424
19 425 CLINICAL AND LABORATORIAL STANDARDS INSTITUTE (CLSI). Reference
20 426 Method for Broth Dilution Antifungal Susceptibility Testing of Filamentous Fungi:
21 427 Approved Standard Document M38. Wayne, PA: CLSI (2008b).
22 428
23 429 ELLMAN, G. L.; COURTNEY, K. D. V. ANDRES JR., AND R. M.
24 430 FEATHERSTONE, “A new and rapid colorimetric determination of
25 431 acetylcholinesterase activity, ”Biochem. Pharmacol. **7**, 88–95 (1961).
26 432
27 433 FIENENA, R. F. *et al.* Isoquinoline alkaloids from stem bark of *Colubrina decipiens*
28 434 (Baill.) Capuron. Int. J. Chem. Stud. **4**, 106-117 (2016).
29 435
30 436 FRIAS, U. A.; COSTA, M. C. M.; TAKAHASHI, J. A. Caracterización fitoquímica y
31 437 de las actividades antibacterianas y anticolinesterasa de *Banisteriopsis anisandra* A.
32 438 Juss. (Malpighiaceae). Rev. Cubana Plant. Med. **16**, 60-71, (2011).
33 439
34 440 FUNARI, C. S.; FERRO, V.O. Analise de propolis. Ciênc. Tecnol. Aliment. **26**, 171-
35 441 178, (2006).
36 442
37 443 HERNÁNDEZ-MONTIEL, H. L.*et al.* in Phytochemicals Effects on Neurodegenerative
38 444 Diseases. Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry and Human Health (eds
39 445 Yahia, E. M. *et al.*) 85-113 (John Wiley & Sons, Nova Jersey, EUA, 2017).
40 446
41 447 HOSSAIN, M. J. *et al.* Phytochemical and Biological Investigations of Methanol
42 448 Extract of Leaves of *Ziziphus mauritiana*. Bol. Latinoam. Caribe Plant. Med. Aromat.
43 449 **14**, 179-189, (2015).
44 450
45 451 IBRAHIM, M. A., KOORBANALLY, N. A., KIPLIMO, J. J., & ISLAM, M. S. Anti-
46 452 oxidative activities of the various extracts of stem bark, root and leaves of *Ziziphus*
47 453 *mucronata* (Rhamnaceae) in vitro. J Med Plant Res. **6**, 4176-4184 (2012).
48 454
49
50
51
52
53
54
55
56
57
58
59
60

- 1
2
3 455 JÚNIOR, J. T. C. *et al.* Phenolic composition and anticholinesterase, antioxidant,
4 456 antifungal and antibiotic modulatory activities of *Prockia crucis* (Salicaceae) extracts
5 457 collected in the Caatinga biome of Ceará State, Brazil. *Eur. J. Med Integr.* **7**, 547-555
6 458 (2015).
7 459
- 8 460 KALEEM, W. A. V. *et al.* Antinociceptive activity of cyclopeptide alkaloids isolated
9 461 from *Ziziphus oxyphylla* Edgew (Rhamnaceae). *Fitoterapia.* **91**, 154-158, (2013).
10 462
- 11 463 MATOS, F. J. A. Introdução à fitoquímica experimental, 2nd ed. Ed. UFC: Fortaleza,
12 464 Ceará, Brasil (1997).
13 465
- 14 466 MELO, M. D. S. F., ROCHA, C. Q., SANTOS, M. H., CHAVASCO, J. M., &
15 467 CHAVASCO, J. K. Pesquisa de bioativos com atividade antimicrobiana nos extratos
16 468 hidroetanólicos do fruto, folha e casca de caule do *Zizyphus joazeiro* mart. *Revista*
17 469 *UninCor* **10**, 43-51,doi:10.5892/ruvrv.2012.102.4351 (2012).
18 470
- 19 471 MOREIRA, T.F. *et al.* Lipid peroxidation inhibition by ethanolic extract and fractions
20 472 from *Rhamnus sphaerosperma* var. *pubescens* (Reissek) MC Johnst. (Rhamnaceae). *Int.*
21 473 *J. Phytomed.* **5**, 136, (2013).
22 474
- 23 475 MUHAMMAD, D. *et al.* Triterpenoid saponins and other glycosides from the stems and
24 476 bark of *Jaffrea xerocarpa* and their biological activity. *Phytochem.* **141**, 121-130
25 477 (2017).
26 478
- 27 479 PANSERA, M. R. *et al.* Análise de taninos totais em plantas aromáticas e medicinais
28 480 cultivadas no Nordeste do Rio Grande do Sul. *Rev. bras. Farmacogn.* **13**, 17-22 (2003).
29 481
- 30 482 PENIDO, A. B. *et al.* Medicinal plants from Northeastern Brazil against Alzheimer's
31 483 disease. *Evid. Based Complement. Alternat. Med.* **2017**, 1-7
32 484 doi:10.1155/2017/1753673 (2017).
33 485
- 34 486 RAGHAVENDRA, H. L., KEKUDA, P. T. R., AKARSH, S., MONICA, ASHWINI, H.
35 487 S. Phytochemical analysis, antifungal and antioxidant activity of leaf and fruit of
36 488 *Zizyphus xylopyrus* (Retz.) Willd. (Rhamnaceae). *Sci. Technol. Arts Res. J.* **4**, 83-88,
37 489 doi:10.4314/star.v4i4.12 (2015).
38 490
- 39 491 RHEE, I. K., VAN DE MEENT, M., INGGANINAN, K., VERPOORTE, R. Screening
40 492 for acetylcholinesterase inhibitors from Amaryllidaceae using silica gel thin-layer
41 493 chromatography in combination with bioactivity staining. *J. Chromatogr. A.* **915**, 217-
42 494 223, doi:10.1016/S0021-9673(01)00624-0 (2001).
43 495
- 44 496 RIBEIRO, I. G. GAYER, C. R. M., DE CASTRO, T. C., COELHO, M. G. P.,
45 497 ALBARELLO, N. Compact callus cultures and evaluation of the antioxidant activity of
46 498 *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae) under in vivo and in vitro culture conditions. *J.*
47 499 *Med. Plant Res.* **9**, 8-15, (2015).
50 500
- 51 501 ROCKENBACH, I. I., DA SILVA, G. L., RODRIGUES, E., KUSKOSKI, E. M., &
52 502 FETT, R. Influência do solvente no conteúdo total de polifenóis, antocianinas e
53 503 atividade antioxidante de extratos de bagaço de uva (*Vitis vinifera*) variedades Tannat e
54 504 Ancelota. *Ciênc. Tecnol. Aliment.* **28**, 238-244 (2008).
55
56
57
58
59
60

- 1
2
3 505
4 506 SANGSOPHA, W., KANOKMEDHAKUL, K., LEKPHROM, R., &
5 507 KANOKMEDHAKUL, S. Chemical constituents and biological activities from
6 508 branches of *Colubrina asiatica*. Nat. Prod. Res. **2017**, 1-4,
7 509 doi:10.1080/14786419.2017.1320787 (2017).
8 510
9 511 SILVA, H. D. *et al.* Bioatividade dos extratos aquosos de plantas às larvas da mosca-
10 512 das-frutas, *Ceratitis capitata* (Wied.). Arq. Inst. Biol, **82**, 01-04, doi:10.1590/1808-
11 513 1657000132013 (2015).
12 514
13 515 SILVA, T. C. D. L. *et al.* Atividades antioxidante e antimicrobiana de *Ziziphus joazeiro*
14 516 mart.(Rhamnaceae): avaliação comparativa entre cascas e folhas. Rev. Ciênc. Farm.
15 517 Básica Apl. **32**, 193-199 (2011).
16 518
17 519 SOBRINHO, A. C. N. *et al.* Chemical composition, antioxidant, antifungal and
18 520 hemolytic activities of essential oil from *Baccharis trinervis* (Lam.) Pers. (Asteraceae).
19 521 Ind. Crops. Prod. **84**, 108-115 doi:10.1016/j.indcrop.2016.01.051 (2016).
20 522
21 523 SONG, M. *et al.* Flavonoids from the Seeds of *Hovenia acerba* and Their In vitro
22 524 Antiviral Activity. J. Pharm. Biomed. Sci. **6**, 401-409 doi:10.20936/jpbms/160262
23 525 (2016).
24 526
25 527 SOUSA, M. M. C. *et al.* Fenóis totais e atividade antioxidante de cinco plantas
26 528 medicinais. Quím. Nova. **30**, 351-355 (2007).
27 529
28 530 SOUZA, V. C. ;LORENZI, H. Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação
29 531 das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas do Brasil, baseado em APG II. 2ª ed.,
30 532 Nova Odessa, Instituto Plantarum (2008).
31 533
32 534 WU, C.R. *et al.* Evaluation of the antioxidant activity of five endemic Ligustrum
33 535 species leaves from Taiwan flora in vitro. Food Chem. **127**, 564-571
34 536 doi:10.1016/j.foodchem.2011.01.041 (2011).
35 537
36 538
37 539
38 540
39 541
40 542
41 543
42 544
43 545
44 546
45 547
46 548
47
48
49
50
51
52
53
54
55
56
57
58
59
60

1
2
3 549
4 550
5
6 551
7
8 552
9
10 553
11 554
12 555
13
14 556
15
16 557
17 558
18
19 559
20
21 560
22 561
23
24 562
25
26 563
27 564
28
29
30
31
32
33
34
35
36
37
38 565
39
40 566
41 567
42
43 568
44
45 569
46
47 570
48
49 571
50
51 572
52
53 573
54
55 574
56
57 575
58
59 576
60

ANEXOS

Table 1. Content of phenols, flavonoids, tannins and antioxidant and anticholinesterase (Ant-AchE) activities of ethanolic extracts from *Colubrina glandulosa*.

Ethanol Extracts	Phenols (mg GAE.g ⁻¹)	Flavonoids (mg QE.g ⁻¹)	Tannins (mg EAT.g ⁻¹)	Activity	
				Antioxidant (CI ₅₀ µg.mL ⁻¹) ^e	Ant-AchE (mm) ^d
Leaves	12.30 ± 9.96	6.92 ± 0.36	5.70 ± 0.03	138.57 ± 2.71	7
Roots	30.00 ± 14.68	1.08 ± 0.46	22.70 ± 0.02	7.42 ± 0.09 ^e	8
Standard ^a	-	-	-	-	9
Standard ^b	-	-	-	13.74 ± 0.26	

Mean values ± standard deviation (n = 3); a: Physostigmine; b: Rutin c: concentration that inhibits 50% of the DPPH free radical; d: inhibition halo diameter of the enzyme Acetylcholinesterase; e: Displayed better activity when compared to control.

1
2
3 577
4 578
5
6 579
7
8 580
9 581
10
11 582
12
13 583
14 584
15
16 585
17 586
18

19 587 Table 2. Minimum inhibitory concentration (MIC) and minimum fungicidal
20 588 concentration (MFC) of ethanolic extracts from *Colubrina glandulosa* and ketoconazol
21
22 589 against *Trichophyton rubrum*.

Fungal strains	EEFCG		EERCG		Drug	
	MIC	MFC	MIC	MFC	Ketoconazol	
	(mg.mL ⁻¹)				(µg.mL ⁻¹)	
<i>Trichophyton rubrum</i>	LABMIC 0203	0.62	1.25	0.31	0.62	1.0
	LABMIC 0204	0.62	1.25	0.62	1.25	1.0
	LABMIC 0209	0.62	1.25	0.15	0.31	1.0
	LABMIC 0210	0.62	1.25	0.31	0.62	1.0

33 590 Fungus collection strains from the microbiology laboratory of the Universidade Estadual Vale do Acaraú
34 591 (LABMIC). The extracts did not inhibit *Candida albicans* strains (LABMIC 0107, LABMIC 0108), *C.*
35 592 *parapsilosis* (ATCC 22019) and *C. kruzei* (LABMIC 0124). EEFCG: ethanolic extract of leaves and
36 593 EERCG: ethanolic extract of roots.