

INDICADORES DE QUALIDADE DO SOLO NAS CULTURAS DE BOLDO, CAMOMILA E SALSA

Jéssica Rezende Trettel¹, Wanessa de Campos Bortolucci¹, Jaqueline Pavelegini de Medeiros¹
e Odair Alberton²

¹Mestrandas do Programa de Biotecnologia Aplicada à Agricultura; Universidade Paranaense – UNIPAR, Umuarama – PR. E-mail: wanessaborto84@hotmail.com; jrtrettel@gmail.com; jaque.pr@ig.com.br.

²Docente do Programa de Mestrado em Biotecnologia Aplicada à Agricultura; Universidade Paranaense – UNIPAR, Umuarama – PR. E-mail: odair@unipar.br.

RESUMO: A simbiose entre fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) e plantas permite maior absorção de nutrientes e água pela planta colonizada. A assimilação de nutrientes favorece à produtividade e o desenvolvimento das plantas medicinais. O trabalho objetivou investigar a qualidade do solo, a colonização de FMAs e a densidade de esporos das raízes de boldo, camomila e salsa. O solo e raízes foram coletados no Horto Medicinal da UNIPAR, localizado no município de Umuarama-PR na profundidade de 0-10 cm com três repetições e analisados em duplicata. Este estudo avaliou a colonização radicular por FMAs, densidade de esporos, carbono da biomassa microbiana (CBM), respiração basal (RBS) e quociente metabólico (qCO_2) dos sistemas estudados. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA). As médias foram comparadas pelo teste de Duncan ($p \leq 0,05$). A colonização radicular por FMAs das culturas não apresentaram diferenças significativas. O cultivo do boldo diminuiu a densidade de esporos de FMAs em relação as demais culturas. Os valores de CBM diminuíram enquanto os valores de qCO_2 aumentaram na cultura de boldo. Conclui-se que fatores bióticos e abióticos influenciam na manutenção da microbiota e qualidade do solo. Assim, vegetais envelhecidos podem levar a uma degradação gradual do solo.

PALAVRAS-CHAVE: idade da planta, Associação micorrizas e plantas medicinais, microbiota do solo.

SOIL QUALITY INDICATORS IN CULTURE OF BOLDO, CHAMOMILE AND PARSLEY

ABSTRACT: The symbiosis between arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and plants allow greater absorption of nutrients and water by the plant colonized. The assimilation of nutrients promotes productivity and development of medicinal plants. This study aimed to investigate the quality of the soil, the colonization of AMF and spore density of roots of boldo, chamomile and parsley. The soil and roots were collected in the Medicinal Plant Nursery of the Paranaense University - UNIPAR, located in the city of Umuarama-PR, at the depth of 0 - 10.0 cm, which was repeated and analysed three times and twice. The study evaluated root colonization by AMF, spore density, carbon of the microbial biomass (Cmic), basal breathing of the soil and metabolic quotients (qCO_2) of soil samples of the studied systems. The data were subjected to analysis of variance (ANOVA). The media were compared by test Duncan ($p \leq 0.05$). The root colonization by AMF of cultures showed no significant difference. The cultivation of boldo decreased the density of AMF spores in relation the other cultures. The values of Cmic decreased while the values of qCO_2 increased in the boldo culture. In conclusion, that biotcs and abiotc factors do influence in the maintenance of the microbiota and soil quality. Therefore, aged plant could lead to a gradual degradation of the soil.

KEY WORDS: age of plant, mycorrhizal association and medicinal plants, soil microbiota.

INTRODUÇÃO

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) estão associados às raízes das plantas e participam da ciclagem de nutrientes do solo. Estes fungos são incapazes de completar o seu ciclo de vida na ausência de uma raiz hospedeira. O mecanismo da ação simbiótica entre os FMAs e as raízes das plantas ainda é discutida (Smith e Read, 2008). Para Abdel-Fattah et al. (2014) as plantas micorrizadas apresentam maior taxa fotossintética líquida, condutância estomática, menor taxa de transpiração e menor competição de nutrientes e espaço com bactérias patogênicas que as plantas não colonizadas. Os FMAs também aumentam o comprimento e o volume das raízes. Desta forma, aumentam a capacidade de absorção de nutrientes e água em plantas micorrizadas (Karagiannidis et al., 2011; Wang e Jiang, 2015).

Essa simbiose é importante para a absorção de fosfato inorgânico, nitrogênio (N), e oligoelementos, que favorecem a produtividade da planta (Hodge e Storer, 2015). Para Ambrosano et al. (2011) o pré-plantio da fabacea *Crotalaria juncea* favoreceu o enriquecimento de FMAs no solo, o que refletiu no incremento de 30% a 35% na produtividade de colmos. Essa preparação do solo proporcionou aumento na produção de açúcar, apresentando um melhor desempenho econômico frente ao plantio testemunha. Neste contexto, Pereira et al. (2013), obtiveram melhor produtividade de grãos devido à associação de FMAs em soja. Essa simbiose elevou o número de nódulos, a densidade de actinomicetos da rizosfera e demonstrou influência significativa na biomassa de partes aéreas e raízes secas.

Apesar de vários estudos sobre a associação de FMAs e o aumento da produção vegetal pouco se sabe sobre a associação destes micro-organismos com plantas medicinais (Folli-Pereira et al., 2012). Segundo a Organização Mundial de Saúde (2002) aproximadamente 80% da população mundial depende de medicamentos a base de plantas. O mercado mundial de produtos derivados de plantas é aproximadamente de US\$ 83 bilhões (Palhares et al., 2015). A China é considerada uma das maiores produtoras de plantas medicinais cobrindo 25% da exportação global (Li et al., 2015), seguida da Índia com 16,8% (Sen e Chakraborty, 2011). No Brasil o Ministério da Saúde instituiu as Farmácias Vivas no SUS, por meio da Portaria N° 886 (Brasil, 2010). Oferecendo uma opção terapêutica para atender, com plantas medicinais, as demandas da atenção básica. No Brasil o boldo (*Peumus boldus* M.) e a camomila (*Matricaria chamomilla* L.) são amplamente utilizadas como fitoterápicos. Já a salsa (*Petroselinum crispum* M.) é amplamente utilizada, no Brasil, como condimento. O boldo tem ação no tratamento de doenças do sistema digestivo e hepatobiliar (Speisky e Cassels, 1994; Afonso et al., 2015; Hošálková et al., 2015). A camomila possui efeito sedativo e antiespasmódico (Kedzia 2001; Carvalho et al., 2014). A salsa possui ação

diurética, antioxidante e hipoglicêmico (Yanardag et al., 2003; Ozsoy-Sacan et al., 2006; Campos et al., 2009).

Em 2013 foi aprovada a Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) nº18, com a finalidade de garantir a qualidade das plantas medicinais. Essas normas preconizam a conduta após a colheita, para minimizar os possíveis riscos à saúde dos consumidores. Possíveis efeitos adversos podem advir de como foram cultivadas – utilização de agrotóxicos, solo com metal pesado, e outros (WHO, 2004). O interesse em ampliar a produção vegetal com menores riscos à saúde humana aumenta o interesse pelo conhecimento das associações micorrízicas com plantas medicinais.

Estudos com algumas ervas medicinais demonstram que a associação de FMAs proporcionam efeitos satisfatórios. Como mostram Karagiannidis et al. (2011) que estudaram plantas de orégano (*Origanum vulgare*) em associação com FMAs e observaram 2 a 4 vezes mais concentração de macronutrientes na planta. No estudo de Russomanno et al. (2008) os FMAs proporcionam um aumento de 93,1% de matéria seca das partes aéreas (MSPA) do manjeriço (*Ocimum basilicum*), e 67,16% de aumento da MSPA em alecrim (*Rosmarinus officinalis*). Urcoviche et al. (2014) avaliaram a colonização de FMAs em raízes de alecrim, boldo, camomila, chaguinha (*Tropaeolum majus*), menta (*Mentha crispera*) e orégano. O boldo foi estudado a colonização radicular por FMAs em solo argiloso (Carrillo et al., 1992). A associação entre FMAs e plantas medicinais desperta atenção, pois estes micro-organismos podem aumentar o potencial terapêutico dos vegetais, aumentar a produção vegetal, auxiliar no desenvolvimento de plantas medicinais ameaçadas de extinção (Panwar e Tarafdar, 2006) e até mesmo atuar na polinização das plantas (Wang e Jiang, 2015).

Para se avaliar as associações entre as plantas e os FMAs pode-se realizar a contagem do micélio presente na raiz, bem como dos esporos dispersos no solo. Outros parâmetros importantes para qualidade do solo são o quociente metabólico microbiano (qCO_2) e o carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) (Hungria et al., 2009). Ao analisar esses fatores em solos degradados, com reduzida ação da microbiota, observa-se aumento do qCO_2 e diminuição do CBM (Kaschuk et al., 2010).

Os objetivos deste estudo foram investigar a colonização radicular por FMAs e a densidade de esporos do solo das plantas medicinais – boldo, camomila e salsa, além de avaliar outros indicadores de qualidade do solo, como respiração basal do solo (RBS) e quociente metabólico (qCO_2).

MATERIAL E MÉTODOS

Local e análise química do solo

A coletada das amostras foram no horto medicinal da Universidade Paranaense – UNIPAR, Campus II – Unidade de Umuarama, PR, com latitude 23°45'59" S, longitude 53°19'30" W e altitude de 442 m, em junho de 2014. A amostragem do solo e raízes foram realizada na camada de 0-10 cm cerca de 10 cm distante do caule de cada planta de boldo, camomila e salsa, com 3 repetições e analisadas em duplicata no laboratório.

Foi coletada uma amostra de solo de cada cultura e posteriormente misturadas resultando em 500 g de solo. A análise do solo foi realizada pelo laboratório Solo Fértil estabelecido na cidade de Umuarama – PR. As características determinadas foram: pH em CaCl₂, P, matéria orgânica do solo (MOS), nitrogênio total (N), alumínio (Al³⁺), acidez potencial (H⁺+Al³⁺), cálcio (Ca²⁺), magnésio (Mg²⁺), potássio (K⁺), soma de bases (SB), capacidade de troca catiônica (CTC) e saturação por bases (V)%. Todas as análises realizadas seguiram os padrões preconizados pela Comissão Estadual de Laboratórios de Análises Agronômicas (CELA/PR).

Avaliação da colonização radicular por fungos micorrízicos arbusculares

As raízes foram coletadas em quatro amostras de cada sistema estudado (boldo, camomila e salsa), estas foram lavadas em água corrente. Posterior foram cortadas, com auxílio de estilete, em fragmentos de 2 cm. As raízes foram lavadas em água corrente e mantidas em solução de KOH (10%) a 90 °C por 30 min. O excesso de KOH foi removido e o material vegetal foi imerso em HCl (5% v/v) a 90 °C por 30 min. O HCl foi então removido e as raízes foram coradas com azul de tripano (0,05%) sob banho maria (90 °C; 30 min.), e, preservadas em lactoglicerol (Phillips e Hayman, 1970). A percentagem de segmentos radiculares colonizados foi medida sob microscópio óptico (100X) em 100 segmentos dispostos em lâminas (Giovanetti e Mosse, 1980). A colonização radicular total por FMAs foi transformada pela equação $Col._i = (ArcSen\sqrt{Col.(\%)/100}).(180/\pi)$ para normalização dos dados.

Densidade de esporos dos fungos micorrízicos arbusculares

Os esporos foram extraídos a partir de 10 g de solo, usando subamostras peneiramento úmido (Gedermann e Nicolson, 1963). As amostras foram suspensas em 1 L de água e agitou-se num copo, mantendo em repouso durante 1 min. De modo que as maiores partículas foram

decantando, posterior a isso o conteúdo foi submetido ao peneiramento úmido nas malhas de 0,710 mm e de 0,053 mm de abertura, esse processo foi repetido por quatro vezes. O material que permaneceu retido na malha de 0,053 mm foi transferido para tubos de 50 mL Falcon e centrifugado (3000 rpm, 1512 força G , por 3 min) e o sobrenadante descartado. O precipitado foi suspenso em 10 mL sacarose 50% (m/v) e novamente centrifugado (2000 rpm, 658 força G , por 2 minutos); os esporos no sobrenadante foram transferidos para peneira 0,053 mm, lavados para eliminar o excesso de sacarose. Em seguida, foram transferidos para placas de Petri para a contagem sob microscópio estereoscópio (40X).

Determinação do carbono da biomassa microbiana do solo

A determinação do carbono da biomassa microbiana do solo (CBM) foi feita segundo o método fumigação-extração proposto por Vance et al. (1987) e Tate et al. (1988). Para a fumigação das amostras pesaram-se 10 g de amostra de solo e adicionou-se 1 mL de clorofórmio isento de etanol em todos os frascos destinados à fumigação, os quais foram fechados e armazenados em local isento de luminosidade por 24 horas, com temperatura em torno de 25 a 28 °C. Posterior a isso, retirou-se a tampa dos frascos em capela de exaustão, deixando-se evaporar todo o clorofórmio, como proposto por Brookes et al., (1982) e Witt et al. (2000).

Foram pesados para amostras não fumigadas 10 g das alíquotas de solo. Tanto as amostras fumigadas quanto as não fumigadas de cada tratamento foram repetidas duas vezes, das quais foi utilizada a média. Após isso, realizou-se a extração do C das amostras fumigadas e não fumigadas, adicionou-se nelas 50 mL de solução de sulfato de potássio (K_2SO_4) a 0,5 mol L^{-1} , os tubos foram agitados por 30 min em agitador orbital a 220 rpm e, após decantação por 30 min, obteve-se o extrato após transferir o sobrenadante para um filtro de papel acoplado a funil e tubo de 50 mL.

Foram transferidos 8 mL do extrato para um Erlenmeyer de 250 mL para determinação do CBM. Adicionaram-se 2 mL de solução de dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) a 0,066 mol L^{-1} , 10 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) 95 a 98% e 5 mL de ácido orto-fosfórico (H_3PO_4) 85%; após a solução esfriar, foram 70 mL de água deionizada. Após resfriamento da solução, foram adicionados 4 gotas de difenilamina (C_6H_5)₂NH) 1% e fez-se a titulação sob agitação magnética com a solução de sulfato ferroso amoniacal $[(NH_2)_2Fe(SO_4)_2 \cdot 6H_2O]$ 0,033 mol L^{-1} ; no fim da titulação a coloração passou de púrpura para verde. Desta forma foi estimado o CBM nos extratos usando-se a fórmula: $CBM = (C_f - C_{nf}) / K_c$, onde C_f e C_{nf} representam o C extraído do solo fumigado e não fumigado e K_c é uma constante usada em

todas as amostras, segundo Hungria et al. (2009). O Kc utilizado foi de 0,4, conforme sugerido por Kaschuk et al., (2010).

Determinação da respiração basal e quociente metabólico do solo

A respiração basal do solo (RBS) foi determinada de 30 g de solo, que foram acondicionadas juntamente com um frasco de 30 mL com 10 mL de NaOH 1 M dentro de frascos de vidro tipo conserva de 500 mL. Os frascos foram fechados hermeticamente e armazenados no escuro em temperatura ambiente. Após oito dias de incubação, os frascos com NaOH foram acrescidos de 2 mL de BaCl₂ a 10% e três gotas de fenolftaleína (solução alcoólica a 3%) para titulação com HCl 0,5N conforme Silva et al., (2007).

O quociente metabólico do solo (qCO_2) é o resultado da razão entre a RBS e a unidade de CBM do solo (Hungria et al., 2009).

Análises estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA). As médias foram comparadas por meio do teste de Duncan ($p \leq 0,05$) no programa SPSS v.16.0 para Windows (SPSS Inc., Chicago, IL, USA).

RESULTADOS E DISCUSSÕES

Os FMAs estabelecem com as raízes das plantas uma associação simbiótica mutualística (Smith e Read, 2008). A colonização desses fungos variam naturalmente segundo variações climáticas e características do solo (Berry, 1994). Dessa forma, foram determinadas as análises químicas dos diferentes manejos do solo (Tabela 1).

Tabela 1 – Análise química do solo (0-10 cm) da área do amostrada

pH	P	MO	Al ³⁺	H ⁺ +Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	SB	CTC	V
	mg	g dm ⁻³	----- Cmol _c dm ⁻³ -----				-----		%	
5,05	10,37	6,12	0,00	3,97	3,25	0,87	0,19	4,77	4,47	48,69

* pH em CaCl₂ (pH), fósforo (P), matéria orgânica (MO), nitrogênio total (N), alumínio (Al³⁺), acidez potencial (H⁺+Al³⁺), cálcio (Ca²⁺), magnésio (Mg²⁺), potássio (K⁺), soma de bases (SB), capacidade de troca catiônica (CTC) e saturação por bases (V)%*.

O solo apresentou pH ácido de 5,05 e P de 10,37 mg dm⁻³. Estes valores estão próximos aos descritos por Urcoviche et al. (2012) na região de Umuarama-PR em arenito Caiuá, com pH de 4,80 e fósforo de 19,08 mg dm⁻³. O LATOSSOLO Vermelho distrófico,

proveniente do arenito Caiuá, normalmente é ácido e possui alto teor de fósforo (Ramos et al., 2013). Segundo Aguiar et al. (2004) as dosagem de P e a acidez podem afetar o desenvolvimento e o estabelecimento dos FMAs. Melloni e Cardoso (1999), observaram que a adição de doses crescentes de P ao solo proporcionaram redução da porcentagem de colonização radicular por FMAs nos dois porta-enxertos de citros estudados, porém, verificaram aumentos significativos em outras características como: altura, diâmetro, matéria seca da parte aérea e quantidade total absorvida de macro e micronutrientes por ambos os porta-enxertos.

Tabela 2 – Valores médios da colonização radicular (%) por FMAs, densidade de esporos de FMAs, carbono da biomassa microbiana (CBM), respiração basal do solo (RBS) e quociente metabólico do solo (qCO_2) cultivado com boldo, camomila e salsa

Tratamentos	Colonização	Esporos	CBM	RBS	qCO_2
Boldo	32,94 ± 2,00	1,29 ± 0,31 b	71,57 ± 5,85 c	0,74 ± 0,02 b	10,42 ± 0,66 a
Camomila	30,47 ± 3,26	4,16 ± 0,69 a	118,27 ± 4,51 b	0,71 ± 0,01 b	5,99 ± 0,27 c
Salsa	32,20 ± 2,44	3,53 ± 0,38 a	164,72 ± 1,65 a	0,90 ± 0,06 a	5,50 ± 0,39 c
Significância	0,485	0,014	>0,001	0,022	0,001

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan ($p \leq 0,05$).
CBM (mg C kg⁻¹ solo), RBS (mg C-CO₂ kg solo⁻¹ hora⁻¹) e qCO_2 (mg C-CO₂ g⁻¹ CBM h⁻¹).

A colonização radicular por FMAs das culturas examinadas não apresentam diferença significativas (Tabela 2). Já para a densidade de esporos dos FMAs na cultura do boldo significativamente menor ($p \leq 0,05$) que as demais culturas (Tabela 2). O boldo apresentou, também, menores valores ($p \leq 0,05$) para CBM com apenas 71,57 mg C kg⁻¹ solo, em relação a camomila (118,27 mg C kg⁻¹ solo) e a salsa (164,72 mg C kg⁻¹ solo). Enquanto o qCO_2 aumentou significativamente na cultura de boldo, estes resultados estão diretamente relacionada com a idade da planta. Assim, para o boldo, o carbono provindo da CBM foi perdido na forma de CO₂ para a atmosfera. Normalmente, esta perda é decorrente de dificuldade de manutenção metabólica da microbiota heterotrófica do solo (Hungria et al., 2009).

Inúmeros fatores bióticos e abióticos podem afetar a manutenção dos microorganismos no solo. Na cultura do boldo, Carrillo et al. (1992) observaram a densidade de esporos de 8,92 g⁻¹ de um CAMBISSOLO típico distrófico e a colonização radicular estava relacionada ao reduzido pH do solo. A acidez do solo (pH < 5,5 em CaCl₂) promove a lenta incorporação de matéria orgânica do solo (MOS) e aumenta os níveis relativos de C. Por esse

motivo o solo CAMBISSOLO típico distrófico pode favorecer o aumento dessas colonizações de micorrizas em raízes de boldo.

O boldo cultivado em LATOSSOLO vermelho distrófico (classe LVd19), o mesmo do presente estudo, foi avaliado quanto à colonização radicular por FMAs por Urcoviche et al. (2014) e observaram que o boldo apresentou 30,74% de colonização por FMAs no mês de junho de 2011; já em novembro de 2011 a colonização foi de 45,67%. No mesmo estudo a densidade de esporos de FMAs - nos mesmos meses - foram de 16,8 e 3,01 g^{-1} de solo, respectivamente. Os resultados encontrados no presente estudo foram - 32,94% de colonização e 1,29 (g^{-1} de solo seco) de densidade de esporos para o mês de junho de 2014 (Tabela 2) - foram diferentes daqueles descritos por Urcoviche et al. (2014). Desta forma, observa-se que os resultados de colonização são variáveis de acordo com a época de avaliação para o mesmo tipo de solo e planta, indicando que a menor quantidade de P obtida no presente estudo foi de 10,37 mg dm^3 (Tabela 1) e 23,70 mg dm^3 para Urcoviche et al. (2014). Assim, pode-se correlacionar a diminuição dos FMAs com a concentração de P do solo e estação do ano. Este fenômeno também pode ser explicado por Zangaro et al. (2013) que demonstraram em seus estudos em sistemas de sucessão que a colonização radicular por FMAs tenderam a ser maiores na primavera e verão que no outono e inverno.

Outra variável que pode afetar a colonização por FMAs é a idade da planta, as raízes são fontes importantes de substrato para os FMAs, bem como compostos voláteis (CO_2) exsudados pela raiz estimulam a germinação de esporos. Essa simbiose é benéfica para ambos, porém, pode ser influenciado por vários fatores como componentes do solo, ambiente, manejo bem como a idade da planta (Bellei e Garbaye, 1992; Campos et al., 2011). Verificando a tabela 1 observa-se que a quantia de P é baixa, em relação ao que Urcoviche et al. (2014) encontrou em 2011 no mesmo solo, 10,37 mg dm^{-3} e 21,00 mg dm^{-3} respectivamente.

A baixa densidade de esporos de FMAs para a cultura de boldo (1,29 (g^{-1} de solo seco) sabendo que esta planta é uma cultura antiga, já estabelecida, pode-se relacionar a idade da planta com desensovimento de esporos em sua raiz. Neste sentido, Zangaro et al. (2014) explicam o desenvolvimento de FMAs em raízes são menores com a sucessão das plantas bem estabelecidas. Assim, a associação de FMAs em raízes de vegetais diminui com o aumento do estágio sucessão das plantas. Os FMAs, presentes nas raízes transferem água e nutrientes minerais do solo à planta. Ademais, contribuem, para a estruturação e aeração do solo (Smith e Read, 2008). Desse modo, a menor colonização radicular do boldo por FMAs torna a produção desta planta medicinal um desafio para a manutenção do solo. O cultivo de

boldo em estágio tardio torna o solo inviável para a colonização de FMAs e pode causar a redução nos conteúdos de C e N na planta. Desta forma, o solo cultivado com boldo no final de seu ciclo pode levar o solo a uma gradual degradação.

CONCLUSÕES

O cultivo do boldo apresenta menor densidade de esporos de FMAs e de CBM em relação às culturas de camomila e salsa. O cultivo desta planta em estágio tardio não é indicado podendo levar o solo a uma gradual degradação.

REFERÊNCIAS

- ABDEL-FATTAH G.M., ASRAR A.A., AL-AMRI S.M. e ABDEL-SALAM E.M. Influence of arbuscular mycorrhiza and phosphorus fertilization on the gas exchange, growth and phosphatase activity of soybean (*Glycine max* L.) plants. **Photosynthetica** Arabia Saudita. n.52, v 4, p.581-588, 2014.
- AFONSO, S.; DE MATOS, A. C.; MARENGO, V. A.; MOREIRA, E. G.; SOARES, D. X.; KOOLEN, H. F.; SARMINIO, I. S. Seasonal Effects on HPLC-DAD-UV and UPLC-ESI-MS Fingerprints and Analgesic Activities of *Vernonia Condensata* Baker Extracts. **Journal of the brazilian chemical society**. v.26, n.2, p.350-358, 2015.
- AGUIAR, R. L. F.; MAIA, L. C.; SALCEDO, I. H.; SAMPAIO, E. V. DE S. B. Interação entre fungos micorrízicos arbusculares e fósforo no desenvolvimento da algaroba [*prosopis juliflora* (Sw) DC]. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.28, n.4, p.589-598, 2004.
- AMBROSANO, E. J.; CANTARELLA, H.; AMBROSANO, G. M. B.; SCHAMMAS, E. A.; DIAS, F. L. F.; ROSSI, F.; TRIVELIN, P. C. O.; MURAOKA, T.; SACHS, R. C. C.; AZCÓN, R. Produtividade de cana-de-açúcar após cultivo de leguminosas. **Revista Fitotecnia**, Bragantia. v.70, n.4, p.810-818, 2011.
- BELLEI, M. M.; GARBAYE, J.; GIL. Mycorrhizal succession in young *Eucalyptus viminalis* plantations in Santa Catarina (southern Brazil). **Elsevier Science Publishers B. V.**, Amsterdam. v.54, p.205-2013, 1992.
- BERRY, E. C. Earthworms and other fauna in the soil. In: HATFIELD, J. L.; STEWART, B. A. (Ed.). **Soil biology: effects on soil quality**. Boca Raton: CRC Press, 1994. p. 61-83.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Portaria nº 886, de 20 de Abril de 2010. Institui a Farmácia Viva no âmbito do Sistema Único de Saúde (SUS). 2010.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Resolução RDC nº18, de 3 de Abril de 2013. Dispõe sobre as boas práticas de processamento e armazenamento de plantas medicinais, preparação e

dispensação de produtos magistrais e oficinais de plantas medicinais e fitoterápicos em farmácias vivas no âmbito do Sistema Único de Saúde (SUS). 2013.

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

CAMPOS, D. T. S.; SILVA, M. C. S.; LUZ, J. M. R.; JUNIOR TELESFORA, R.; KASUYA, M. C. M. Colonização micorrízica em plantios de eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa. v.35, n.5, p.965-974, 2011.

CAMPOS, K. E.; BALBI, A. P. C.; ALVES, M. J. Q. F. Diuretic and hipotensive activity of aqueous extract of parsley seeds (*Petroselinum sativum* Hoffm.) in rats. **Revista Brasileira de Farmacognosia**. v.19, p.41-45, 2009.

CARRILLO, R.; GODOY, R. PEREDO, H. Simbiosis micorrízica em comunidades boscadas del Valle Central en el sur de Chile. **Bosque**. v.13, n.2, p.57-67, 1992.

CARVALHO, A. F.; SILCA, D. M.; SILVA, T. R. C.; SCARCELLI, E.; MANHANI, M. R. Avaliação das atividades antibacteriana de extratos etanólico e de ciclohexano a partir das flores de camomila (*Matricaria chamomilla* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**. Campinas, v.16, n.3, p.521-526, 2014.

FOLLI-PEREIRA, M. DA S.; MEIRA-HADDAD, L. S.; BAZZOLLI, D. M. S.; KASUYA, M. C. M. Micorriza arbuscular e a tolerância das plantas ao estresse. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**. v.36, p.1663-1679, 2012.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**. v.46, p.235–246, 1963.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring VA mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**. v.84, p.489–500, 1980.

HODGE A., STORER K. Arbuscular mycorrhiza and nitrogen: implications for individual plants through to ecosystems. **Plant Soil**. v.386, p.1–19, 2015.

HOŠŤÁLKOVÁ, A.; OPLETAL, L.; KUNEŠ, J.; NOVÁK, Z.; HRABINOVÁ, M.; CHLEBEK, J.; ČEGAN, L.; CAHLÍKOVÁ, L. Alkaloids from *Peumus boldus* and their Acetylcholinesterase, Butyrylcholinesterase and Prolyl Oligopeptidase Inhibition Activity. **Natural Product Communications**. v.10, n.4, p.577-580, 2015.

HUNGRIA, M., FRANCHINI, J.C., BRANDÃO-JUNIOR, O., KASCHUK, G., SOUZA, R.A. Soil microbial activity and crop sustainability in a long-term experiment with three soil-tillage and two crop-rotation systems. **Applied Soil Ecology**. v.42, p.288–296, 2009.

KARAGIANNIDIS N, THOMIDIS T, LAZARI D, PANOU-FILOTHEOU E, KARAGIANNIDOU C. Effect of three Greek arbuscular mycorrhizal fungi in improving the growth, nutrient concentration, and production of essential oils of oregano and mint plants. **Scientia Horticulturae**. Grécia. 129, p. 329–334, 2011.

KASCHUK, G.; ALBERTON, O.; HUNGRIA, M. Three decades of soil microbial biomass studies in Brazilian ecosystems: lessons learned about soil quality and indications for improving sustainability. **Soil & Biology Biochemistry**. v. 42, n. 1, p. 1-13, 2010.

KEDZIA, B. Antimicrobial activity of chamomile oil and its components. **Herba Polonica**, v.37, p.29-38, 2001.

LI, X.; CHEN, Y.; LAI, Y.; YANG, Q.; HU, H.; WANG, Y. Sustainable Utilization of Traditional Chinese Medicine Resources: Systematic Evaluation on Different Production Modes. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**. v.2015, p.1-10, 2015.

MELLONI, R.; CARDOSO, E. J. B. N. Quantificação de micélio extrarradicular de Fungos Micorrízicos Arbusculares em plantas cítricas. II. Comparação entre diferentes espécies Cítricas e endófitos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v.23, p.59-67, 1999.

OZSOY-SACAN, O.; YANARDAG REFIYE, ORAK H.; OZGEY, Y.; YARAT, A.; TUNALI, T. Effects of parsley (*Petroselinum crispum*) extract versus glibornuride on the liver of streptozotocin-induced diabetic rats. **Journal of Ethnopharmacology**. Turquia. n.104, p.175–181, 2006.

PALHARES, R. M.; DRUMMOND, M. G.; BRASIL, B. S. A. F.; COSENZA, G. P.; BRANDÃO, M. G. L.; OLIVEIRA, G. Medicinal Plants Recommended by the World Health Organization: DNA Barcode Identification Associated with Chemical Analyses Guarantees Their Quality. **Plos One**. v.10, n.5, p.1-29, 2015.

PANWAR, J.; TARAFDAR, J. C. Distribution of three endangered medicinal plant species and their colonization with arbuscular mycorrhizal fungi. **Journal of Arid Environments**. v.65, p.337-350, 2006.

PEREIRA, M. G.; SANTOS, C. E. R. S.; DE FREITAS, A. D. S.; STAMFORD, N. P.; DA ROCHA, G. S. D. C.; BARBOSA, A. T. Interações entre fungos micorrízicos arbusculares, rizóbio e actinomicetos na rizosfera de soja. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina grande (PB). v.17, n.12, p.1249-1256, 2013.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**.v.55, p.157–160, 1970.

RAMOS, B. Z.; TOLEDO, J. P. V. F.; LIMA, J. M. DE L.; SERAFIM, M. E.; BASTOS, A. R. R.; GUIMARÃES, P. T. G.; COSCIONE, A. R. Doses de gesso em cafeeiro: influência nos teores de cálcio, magnésio, potássio e ph na solução de um latossolo vermelho distrófico. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v.37, p.1018-1026, 2013.

RUSSOMANNO, O. M. R.; KRUPPA, P. C.; MINHONI, M. T. A. Influência de fungos micorrízicos arbusculares no desenvolvimento de plantas de alecrim e manjeriço. **Arquivos do Instituto Biológico**. São Paulo, v.75, n.1, p.37-43, 2008.

SEM, S.; CHAKRABORTY, R.; DE, B. Challenges and opportunities in the advancement of herbal medicine: India's position and role in a global context. **Journal of Herbal Medicine**. v.1, p.67-75, 2011.

SILVA, E. E.; AZEVEDO, P. H. S.; DE-POLLI, H. Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo (q_{CO_2}). Comunicado Técnico 99, Seropédica-RJ: **Embrapa**, 4 p 2007.

SMITH, S. E.; READ, D. J.. **Mycorrhizal symbiosis**, 3rd edition. Academic Press, New York, 2008.

SPEISKY, H.; CASSELS, B. K. Boldo and Boldine: na emerging case of natural drug development. **Pharmacological Research**. v.29, p.1-12, 1994.

TATE, K. R.; ROSS, D. J.; FELTHAM, C. W. A direct extraction method to estimate soil microbial-c: effects of experimental variables and some different calibration procedures. **Soil Biology & Biochemistry**, v.20, n.3, p.329-335, 1988.

URCOVICHE, R. C.; CASTELLI, M.; GIMENES, R. M. T.; ALBERTON, O. Spore density and diversity of Arbuscular mycorrhizal fungi in medicinal and seasoning plants. **African journal of agricultural Research**. v.9, n.16, p.1244-1251, 2014.

URCOVICHE, R. C.; VOLPINI, A. F. N.; DIAS, D. C.; LOPES, A. R.; ZAGHI JUNIOR, L. L.; SOUZA, S. G. H. de; ALBERTON, O. Micorrização e atividade microbiana de um solo cultivado com coentro e camomila. **Arquivos de Ciência Veterinária e Zoologia da Unipar**, Umuarama, v. 15, n. 2, p. 121-125, 2012.

VANCE, E.D.; BROOKES, P.C.; JENKINSON, D.S. 1987. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. **Soil Biology & Biochemistry**. v.19, p.703–707, 1987.

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, p.1-7, 2015. doi: 10.1155/2015/753842.

WHO - WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Guidelines on safety monitoring of herbal medicines in pharmacovigilance systems**. Geneva, 2004.

WITT, C.; GAUNT, J. L.; GALICIA, C. C.; OTTOW, J. C. G.; NEUE, H-U. A rapid chloroform-fumigation extraction method for measuring soil microbial biomass carbon and nitrogen in flooded rice soils. **Biology and Fertility of Soils**. v. 30 n. 5 p. 510-519, 2000.

World Health Organization (WHO). 2002. **Traditional Medicine Strategy 2002-2005**. Website: www.who.int/medicines/library/trm/trm_start_eng.pdf.

YANARDAG, R.; BOLKENT, S. E.; TABAKOGLU-OGUZ, A.; ÖZSOY-SAÇAN, O. Effects of *Petroselinum crispum* Extract on Pancreatic B Cells and Blood Glucose of Streptozotocin-Induced Diabetic Rats. **Biological and Pharmaceutical Bulletin**. v.26, n.8, p.1206-1210, 2003.

ZANGARO W.; ALVES R. A.; SOUZA P. B.; ROSTIROLA L. V.; LESCANO L. E. A. M.; RONDINA A. B. L.; NOGUEIRAM. A. Succession and environmental variation influence soil exploration potential by fine roots and mycorrhizal fungi in an Atlantic cosystem in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**. v. 30 n. 03 p. 237 – 248, 2014.

ZANGARO W.; ROSTIROLA L. V.; SOUZA P. B.; ALVES R. A.; LESCANO L. E. A. M.; RONDINA A. B. L.; NOGUEIRA M. A.; CARRENHO R. Root colonization and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in distinct successional stages from an Atlantic rainforest biome in southern Brazil. **Mycorrhiza** v.23 p. 221-233, 2013.