

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
DEPARTAMENTO ACADÊMICO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

VALKIRIA LUISA BORSA PIROLI

**EFEITO DE MICORRIZA COMERCIAL NA
BIODISPONIBILIDADE DE NUTRIENTES NO
SOLO E CRESCIMENTO DE PLANTAS JOVENS
DE OLIVEIRA**

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

DOIS VIZINHOS

2019

VALKIRIA LUISA BORSA PIROLI

**EFEITO DE MICORRIZA COMERCIAL NA
BIODISPONIBILIDADE DE NUTRIENTES NO
SOLO E CRESCIMENTO DE PLANTAS JOVENS
DE OLIVEIRA**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Agronomia da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Campus Dois Vizinhos, como requisito parcial à obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Orientador: Prof^ª. Dr^ª. Margarida Maria Pereira Arrobas Rodrigues

Coorientadores: Prof. Dr. Lucas da Silva Domingues

Prof. Dr. Manuel Angelo Rodrigues

DOIS VIZINHOS

2019



TERMO DE APROVAÇÃO

EFEITO DE MICORRIZA COMERCIAL NA BIODISPONIBILIDADE DE NUTRIENTES
NO SOLO E CRESCIMENTO DE PLANTAS JOVENS DE OLIVEIRA

por

VALKÍRIA LUÍSA BORSA PIROLI

Este Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) ou esta Monografia ou esta Dissertação foi apresentado (a) em 03 de junho de 2019 como requisito parcial para a obtenção do título de Engenheiro(a) Agrônomo(a). O(a) candidato(a) foi arguido pela Banca Examinadora composta pelos professores abaixo assinados. Após deliberação, a Banca Examinadora considerou o trabalho aprovado.

Prof. Orientador Lucas da Silva Domingues
UTFPR-Dois Vizinhos

Prof^ª Dr^ª Dinéia Tessaro
UTFPR-Dois Vizinhos

Msc. Ana Claudia S. Santos
UTFPR-Dois Vizinhos

Responsável pelos Trabalhos
de Conclusão de Curso
Angélica Signor Mendes

Coordenador(a) do Curso Alessandro Jaquiel
Waclawosky
UTFPR – Dois Vizinhos

À minha irmã

Agradecimentos

Agradeço a Universidade Tecnológica Federal do Paraná – UTFPR campus Dois Vizinhos/PR, Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Bragança-IPB e às políticas públicas educacionais que possibilitaram minha dupla diplomação e as tantas novas oportunidades acadêmicas, profissionais e pessoais. Ao Centro de Investigação de Montanha (CIMO) e ao laboratório de solos da Escola Superior Agrária do IPB pela disponibilidade do local e os equipamentos necessários para as análises.

Aos meus queridos orientadores do IPB Manuel Ângelo Rodrigues e Margarida Arrobas por todo o conhecimento transmitido, pela paciência, dedicação e acima de tudo pelo apoio desde o início do desenvolvimento do trabalho.

Ao meu orientador da UTFPR Lucas da Silva Domingues, por toda a ajuda durante a minha graduação e aos demais desafios de vir a Portugal desenvolver este trabalho. Obrigada pelo apoio durante todos esses anos, pela paciência, compreensão e dedicação, agradeço por ter feito parte da minha formação.

A técnica do laboratório de solos da Escola Superior Agrária, Rita Diz e a engenheira Ana Pinto e David Carvalho por todo apoio prestado e auxílio em realização das análises.

Agradeço também as colegas Soraia de Lurdes Raimundo e Sandra Afonso pelos conselhos, dicas, companheirismo e auxílio em realização das análises. Serei eternamente grata a todos vocês, saibam que foram parte dos pilares desta dissertação.

Agradeço a todos os prestadores de serviços que fazem parte do IPB e que colaboraram para o decorrer deste trabalho. Em especial aos das estufas, que gentilmente cuidavam das mudas quando necessário.

Aos amigos que estiveram comigo durante a trajetória no decorrer da universidade. Em especial ao Milton Dias que esteve junto a mim durante todo o processo de elaboração dessa dissertação. Agradeço-te a todos os ensinamentos, a força que me deu, os conselhos e incentivos. Serei eternamente grata a ti.

À minha família por me permitir, incentivar, dar forças e me animar durante esse caminho. Aos conselhos que me deram e por terem acreditado em mim. Vocês serão sempre minha base e meu motivo de maior orgulho e força para seguir em frente.

A todos os demais que indiretamente deram seu contributo para a concretização deste trabalho, o meu muito obrigada.

Resumo

PIROLI, Valkiria L. B. Efeito de micorriza comercial na biodisponibilidade de nutrientes no solo e crescimento de plantas jovens de oliveira. 48 f. TCC (Curso de Agronomia), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Dois Vizinhos, 2019.

A oliveira (*Olea europaea*) é uma das mais importantes culturas da bacia do mediterrâneo, possuindo grande importância econômica para Portugal, e sendo a região de Trás-os-Montes a segunda maior produtora. Para manter altas produções é necessário um solo fértil, sendo este apto a suprir as necessidades nutricionais da cultura. Diante disso, a microfauna do solo pode auxiliar por ser responsável pelos processos de mineralização e imobilização dos nutrientes. Um bom exemplo é a associação entre as raízes e um grupo de fungos, designados micorrizicos. Nesse contexto tem surgido no mercado uma gama crescente de biofertilizantes comerciais. Com isso, o objetivo do estudo foi avaliar o efeito de micorriza comercial nas (i) propriedades do solo, em particular na biodisponibilidade dos nutrientes; (ii) na performance fotossintética; (iii) no estado nutricional das plantas durante a estação de crescimento; (iv) e na produção de matéria seca. O experimento foi conduzido nas estufas do Instituto Politécnico de Bragança (IPB), região nordeste de Portugal. Foram instalados sete tratamentos (testemunha; micorriza; 3% NPK; 3% NPK + 3% N, 3% NPK + 3% P, 3% NPK + 3% K, 3% NPK + micro) com três repetições em um delineamento inteiramente casualizado utilizando mudas de oliveira de um ano. Durante a fase de crescimento, foi avaliada a performance fotossintética das plantas. As plantas foram destruídas um ano após a plantação e separadas em raízes, caules e folhas. Os componentes da planta foram secos em estufa, pesados, moídos e analisados para a composição elementar. A partir de três repetições de amostras de solos foram determinados diversos parâmetros da fertilidade. Não foram registradas diferenças entre os tratamentos para os parâmetros medidos de fluorescência da clorofila. Relativamente a biomassa, se observou variação significativa na raiz entre tratamentos. Para a micorriza, a concentração de fósforo foi significativamente mais elevada no caule e na raiz que nos outros tratamentos. Também se observou um aumento no pH em relação a micorriza. Na disponibilidade de fósforo e potássio no solo, a micorriza se equiparou aos tratamentos com adição daqueles elementos. Para a matéria orgânica, a micorriza registrou valores equivalentes aos tratamentos que originaram os resultados mais elevados. Para a atividade fosfatase, a micorriza se destacou ($487,51 \mu\text{g nitrofenol g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), apresentando o dobro do tratamento com adição de fósforo ($280,70 \mu\text{g nitrofenol g}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Diante do exposto, a micorriza comercial pode ser um bom suplemento fertilizante já que contribuiu para manter os níveis nutricionais em valores satisfatórios.

Palavras-chave: *Olea europaea* L.; nutrição de plantas; fertilidade do solo; fósforo lábil;

Abstract

PIROLI, Valkiria L. B. Effect of commercial mycorrhiza on the bioavailability of nutrients in the soil and growth of young olive trees. 48 f. TCC (Course of Agronomy), Federal Technological University of Paraná. Dois Vizinhos, 2019.

The olive (*Olea europaea*) tree is one of the most important crops of the Mediterranean basin. It represents a great economic importance for Portugal, being Trás-os-Montes the second most important producing region of the country. For maintaining high levels of production, it is necessary to have a fertile soil, capable of fulfilling the nutritional needs of the crop. Microfauna of the soil can help in this purpose, because it is responsible for organic matter mineralization and immobilization of the nutrients. A good example is the association between the roots and a type of fungi, named as mycorrhizal. In this context, a growing range of commercial biofertilizers has emerged on the market. Thus, the aim of the study was to evaluate the effect of a commercial mycorrhiza on: (i) soil properties, in particular on the bioavailability of the nutrients; (ii) photosynthetic performance of the young plants; (iii) their nutritional status during the growing season; and (iv) dry matter yield. The experiment was conducted in a greenhouse of the Polytechnic Institute of Bragança (IPB), located in the northeast region of Portugal. Seven treatments (control, mycorrhiza, 3% NPK; 3% NPK + 3% N, 3% NPK + 3% P, 3% NPK + 3% K, 3% NPK + micro) were arranged in a completely random design with three replicates. Young rooted plants (~20 cm height) were used in this study and grown in pots of 3 kg soil for a year. During the growing season, it was evaluated the photosynthetic performance of the plants. The plants were destroyed one year after had been planted and separated into roots, stems and leaves. The plant's parts were dried in an oven, weighted, ground and analyzed for the elemental composition. From a soil sample they were determined several soil properties. There were not detected significant differences among treatments on the photosynthetic performance of the plants. For the biomass, it was possible to record significant differences among treatments for the roots. Phosphorus concentrations in the stems and roots were significantly higher in Mycorrhiza treated plants than in the other treatments. In Mycorrhiza pots were recorded the higher pH values. Soil phosphorus and potassium availability in Mycorrhiza pots was similar to the treatments receiving an addition of those elements. Mycorrhiza gave soil organic matter values similar to the treatments which maximized this parameter. For the phosphatase activity, the mycorrhiza (487,51 μg nitrofenol $\text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$) showed twice the value of the treatment with phosphorus addition (280,70 μg nitrofenol $\text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$). In view of the above, the commercial mycorrhiza appears as a good fertilizer since it may contribute for the maintenance of the plants nutritional status at satisfactory levels.

key words: *Olea europaea* L.; plant nutrition; soil fertility; labile phosphorus

Lista de figuras

Figura 1. – Localização das estufas.	23
Figura 2 – Distribuição do delineamento experimental na estufa.	24
Figura 3 – a) Grampo em folha jovem de oliveira; b) Medição da fluorometria da clorofila.....	26
Figura 4 – Amostras de solo com adição da resina.	27

Lista de tabelas

Tabela 1 – Parâmetros medidos e estimados de fluorescência da clorofila a e da fluorescência transiente OJIP.	31
Tabela 2 – Matéria seca das diferentes partes da planta em função dos tratamentos fertilizantes	33
Tabela 3 – Concentração de macronutrientes nos caules em função do tratamento fertilizante.....	33
Tabela 4 – Concentração de micronutrientes nos caules em função do tratamento fertilizante.....	34
Tabela 5 – Concentração de macronutrientes nas folhas em função do tratamento fertilizante.....	35
Tabela 6 – Concentração de micronutrientes nas folhas em função do tratamento fertilizante.....	36
Tabela 7 – Concentração de macronutrientes na raiz em função do tratamento fertilizante	37
Tabela 8 – Concentração de micronutrientes na raiz em função do tratamento fertilizante	38
Tabela 9 – pH (H ₂ O), pH (KCl), fósforo e potássio extraíveis (Egner-Rhiem), boro extraível em água fervente e matéria orgânica (MO) facilmente oxidável (Walkley-Black).	40
Tabela 10 – Resultados da análise ao complexo de troca.....	41
Tabela 11 – Fósforo lábil e atividade fosfatase ácida em função dos tratamentos fertilizantes	41

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
1.1 Objetivos.....	14
1.1.1 Geral.....	14
1.1.2 Específicos.....	14
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	15
2.1. Solo.....	15
2.2 Fungos micorrízico e sua utilização em plantas cultivadas.....	16
2.3 Uso de micorrizas em Oliveira.....	19
2.4 Biodisponibilidade de nutrientes e biofertilizantes.....	20
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
3.1. Caracterização e implantação do experimento.....	23
3.2. Medições <i>in situ</i>	25
3.3. Análises nas amostras de solos.....	26
3.3.1. Determinação do pH.....	26
3.3.2. Fósforo lábil.....	27
3.3.3. Determinação de fósforo e potássio extraíveis.....	27
3.3.4. Determinação da capacidade de troca catiônica.....	28
3.3.5. Atividade da fosfatase ácida.....	28
3.3.6. Determinação do boro no solo.....	28
3.4. Análise dos tecidos vegetais.....	29
3.4.1. Determinação de nitrogênio.....	29
3.4.2. Determinação de boro.....	29
3.4.3. Determinação de fósforo, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês.....	29
3.5. Análise dos dados.....	30
4. RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	31
4.1. Parâmetros de fluorescência das clorofilas.....	31
4.2. Produção de matéria seca.....	32
4.3. Concentração de nutrientes nos tecidos.....	33
4.5. Propriedades do solo.....	38
6. CONCLUSÕES.....	43
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	44

1. INTRODUÇÃO

A oliveira, *Olea europea* L., é uma importante espécie arbórea para Portugal e para toda a bacia do mediterrâneo. É considerada uma das espécies mais antigas a ter sido domesticada, a qual se espalhou por toda a região Ibérica e norte da África (MONTEIRO, 1999). Não se sabe ao certo seu centro de origem, porém segundo Reis (2014), poderia ter sido a Síria ou a Ásia menor.

A cultura se expandiu em ambos os hemisférios, estando presente nas latitudes de 30° a 45° (FERNÁNDEZ-ESCOBAR et al., 2012). Podendo inclusive estar presente em diversos climas, porém o de maior adaptação será com invernos suaves e verões quentes.

O continente Europeu é o maior produtor de oliveira, sendo que a partir dos anos 2000 a superfície era de mais de 5 milhões de hectares. Dentre tal contexto, Portugal juntamente com a Espanha, Itália e Grécia foram responsáveis por cerca de 10 milhões de toneladas de azeite em 2016 (EUROSTAT, 2017).

Diante da significativa produção, para que um olival expresse seu máximo potencial produtivo é necessário investir em adubação, fertilidade e qualidade do solo. Para isso, é comum a utilização de fertilizantes químicos convencionais, que disponibilizam de forma imediata os nutrientes. No entanto, essa prática não favorece o sistema radicular em explorar o solo de forma ampla, uma vez que os fertilizantes são comumente aplicados próximo a raiz.

Diante disso, existem várias formas de melhorar o sistema radicular, dentre estas, uma alternativa que atualmente pode ser facilmente acessada, são as micorrizas comerciais. Estes fungos estabelecem relações mutualísticas com a planta e fornecem a ela nutrientes e aumento da absorção de água (SMITH; READ, 2008) em troca de fotoassimilados. Essas associações são muito comuns no reino vegetal sendo que sua ocorrência se dá em aproximadamente 95% das plantas conhecidas (SMITH; READ, 2008).

A forma como as hifas irão absorver os nutrientes podem ser diversas e específica para cada elemento. Vários autores (CHATZISTATHIS et al., 2013; BATI et al., 2014; ORTAS & BYKOVA, 2018) relataram aumentos da concentração de nitrogênio, potássio e especialmente o fósforo. Marschner & Dell (1994) citam que as micorrizas podem ser responsáveis por 80% do fósforo nas plantas, 25% do nitrogênio, 10% do potássio, 25% do zinco e 60% do cobre.

1.1 Objetivos

1.1.1 Geral

O presente estudo teve como principal objetivo avaliar o efeito de uma micorriza comercial sobre a absorção de nutrientes e crescimento de jovens plantas de oliveira cultivadas em vasos.

1.1.2 Específicos

Analisar a performance fotossintética das plantas;

Avaliar a produção de matéria seca;

Verificar as propriedades do solo, em relação a disponibilidade dos nutrientes;

Verificar o estado nutricional das plantas durante.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Solo

Solo é a camada superficial da terra, proveniente da ação de intemperismo e degradação das rochas que é responsável por sustentar inúmeras espécies de organismos vivos (GHIDIN, et al., 2006). O manejo adequado desse solo é primordial para que se tenha uma agricultura sustentável, e inclusive se garanta o futuro dos alimentos no mundo. Dessa forma, é preciso buscar novas formas, desafiadoras a conservar cada vez mais esses solos, visando evitar degradação, erosão e contaminação.

De acordo com a FAO (2011) 25% dos solos de todo o planeta já apresentam algum grau de degradação, com isso o desafio da atualidade é garantir tanto a segurança dos solos, como das águas e da alimentação de uma forma sustentável, visando preservar os recursos naturais e ressaltar o que o solo tem de melhor para determinadas culturas.

Com isso, apesar de ser contraditório definir a qualidade de um solo, já que é difícil julgar o que é um solo com qualidade devido aos aspectos naturais existente que os difere, já existem algumas definições abrangentes, como a proposta por Karlen et al. (1997), que é adequada para os mais diversos tipos, que diz: “Qualidade do solo é a capacidade de um solo funcionar dentro dos limites de um ecossistema natural ou manejado, para sustentar a produtividade de plantas”.

Sendo assim, pode-se dizer que a função sustentável desempenhada por um solo é de suporte a plantas, fornecendo o meio mais adequado para o seu máximo crescimento, regular o ciclo da água no ambiente, estocar e promover ciclagem dos nutrientes. Lembrando que qualidade do solo irá englobar aspectos relacionados a biota do solo, ou seja também diz respeito a microbiologia daquele solo, e seus seres vivos (KARLEN et al., 1997).

Outro termo também muito utilizado e apresentado por Doran e Zeiss (2000) é o de saúde do solo, onde é apontado como sinônimo para sustentabilidade do solo, uma vez que tratará deste como um ambiente vivo e dinâmico. Sendo possível inclusive utilizar os microrganismos como bioindicadores da sustentabilidade, uma vez que integram as propriedades físicas, químicas e biológicas do ambiente ali formado (DORAN & ZEISS, 2000).

Ligada a essa sustentabilidade encontra-se os efeitos benéficos das micorrizas, que vão desde os mais conhecidos como a nutrição da planta e absorção de água, até os indiretos que diz respeito a estruturação do solo e estabilidade de agregados (REID, 1990;

BERBARA et al., 2006). Já é comprovado o benefício dessa associação especialmente com uso ecológico sustentável e como bioindicador, estes ajudam em recuperação de áreas degradadas (SILVA et al., 2012).

Também apresenta benefícios em relação a nutrição (BERBARA et al., 2006; GAMPER et al., 2004). Especialmente para os nutrientes pouco móveis no solo como é o caso do Cu, Mg, Zn e o P, sendo o último o mais reconhecido, por ser um recurso natural finito, e também por ser um macronutriente muito importante na constituição celular da planta, desempenhando papéis fundamentais no metabolismo energético (BERBARA et al., 2006).

Os benefícios que uma planta colonizada pode demonstrar em relação ao fósforo são: Aumento no crescimento e na atividade fotossintética, aumento na taxa de transferência de carboidratos para as raízes, e aumento da solubilização do P pela queda do pH do meio devido a presença dos FMAs, dentre muitos outros (BERBARA et al., 2006). Além de que a associação também terá sua importância com os outros nutrientes, porém, sempre em uma escala menor, já que a absorção ocorrerá de forma mais simples, como é o caso do nitrogênio. A planta não necessita da micorriza para absorver o nutriente, mas este ainda o faz, ocorrendo inclusive em maiores quantidades que com o fósforo (GAMPER et al., 2004).

Os FMAs bem como as outras formas de vida no solo irão dar forma a rizosfera, e a interação que ocorrerá entre eles, entre o solo e com a planta será importante para entender a dinâmica da estabilidade daquele meio e como ocorrerá a interação com os vários ciclos dos nutrientes ali presentes, como é o caso do nitrogênio, do fósforo, do carbono, entre outros ciclos que um solo apresenta (VARGAS; SCHOLLES, 2000).

2.2 Fungos micorrízico e sua utilização em plantas cultivadas

A simbiose que ocorre entre uma planta e o fungo micorrízico é denominada de Micorriza, essa associação entre os dois organismos vivos é muito comum, ocorrendo em muitas espécies vegetais (SMITH; READ, 2008). Sua ocorrência se dá em aproximadamente 95% das plantas conhecidas (SMITH; READ, 2008), e devido a isso, entende-se então que a formação micorrízica é considerada uma regra, não uma exceção (MEKAHLIA et al., 2013).

Ao se formar essa associação desenvolve-se o que é conhecido como superorganismo, devido a combinação de partes de dois organismos completamente distintos e que ao se unirem possuem um raio de atuação muito maior, como é o caso da

micorriza, que permite a expansão do sistema radicular da planta e a auxilia na absorção de nutrientes (SMITH; READ, 2008). Além desse benefício também pode-se observar uma maior tolerância da planta a patógenos de solo e também a fatores abióticos (DAG et al., 2009; MEDDAD-HAMZA et al., 2010; OULEDALI et al., 2018).

A presença de fungos patogênicos em plantas micorrizadas é consideravelmente menor do que as plantas não micorrizadas, tendo a consequência de uma menor incidência de doenças nas plantas que apresentam a associação (DANTAS et al., 2009). Diversos são os motivos, como apontado por Dantas et al. (2009), devido a melhor qualidade e também quantidade nutricional da planta, alteração na morfologia e fisiologia da raiz, deixando-a mais espessa devido a infecção, bem como mais lignificada, e então a competição física por espaço, a qual é diminuta e desfavorável para o patógeno, uma vez que o espaço está sendo ocupado pelo fungo micorrízico.

Em relação aos fatores abióticos pode-se observar que as plantas micorrizadas irão apresentar uma maior tolerância a seca por exemplo, como apontado por Ouledali et al. (2018), no qual as plantas de *Olea europaea* sobreviveram por até 40 dias em regime de seca. Diversos outros exemplos apontam o benefício das micorrizas, como tolerância a metais pesados do solo, sequestro de Carbono e Nitrogênio, e ainda auxílio na absorção de nutrientes de baixa mobilidade (BRAGHIROLI et al., 2012; LIMA et al., 2013).

O papel desses fungos no solo vai além da nutrição e processos químicos, como já mencionado anteriormente a associação colabora com a estabilidade de agregados (WRIGHT, UPADHYAYA, 1998), ou seja, auxiliando em sua estrutura como um todo, fazendo com que os processos físicos sejam aprimorados, tendo relação direta com a infiltração e retenção da água no solo, trocas gasosas, redução de processos erosivos e finalmente favorecendo o crescimento radicular da planta (WRIGHT, UPADHYAYA, 1998). Esse benefício físico está relacionado a fatores bioquímicos, já que o fungo micorrízico é responsável por secretar através de suas hifas uma glicoproteína conhecida como glomalina (BRAGHIROLI et al., 2012). Essa proteína pode tanto ser secretada para o solo, ali permanecendo ou também ficar na parede celular das hifas até que estas se degradem e finalmente se tornem parte do solo como composto (BRAGHIROLI et al., 2012).

Dentre os fungos micorrizicos estes podem ser divididos em dois grupos, ectomicorrizicos e endomicorrizicos, sendo essa divisão devido a forma como ocorrerá a interação das hifas com as células da planta (SOUZA et al., 2006). Nas ectomicorrizas ocorre o envolvimento da hifa nas células, conhecido como rede de hartig, porém estas

só permanecem intercelular, nunca penetrando a célula (SOUZA et al., 2006). Este tipo de interação é mais comumente visto em espécies arbóreas e arbustivas do grupo das gimnospermas e algumas angiospermas. Os filios responsáveis são os basidiomicetos e alguns ascomicetos (SOUZA et al., 2006).

Já no grupo das endomicorrizas, pode-se observar a penetração das hifas nas células, e ao contrário das ectomicorrizas, não haverá a presença de um manto no solo, apenas as hifas e o micélio (SOUZA et al., 2006). Podemos dividir esse grupo em 3 subgrupos distintos, os ericóides, que ocorrerão apenas na família de plantas ericaceae, os orquídeides, nas famílias das orquidaceae e então os vesículo-arbusculares, ou como mais conhecidos micorrizas arbusculares (HOFFMANN; LUCENA, 2006).

O último grupo (vesículo-arbusculares) é o mais comum e importante, por abranger cerca de 80% das espécies (BONFANTE; PEROTTO, 1995). Pertencem a classe dos Glomeromycota (HARRISON, 2005). O grupo das micorrizas arbusculares ou como também são conhecidas, fungos micorrizicos arbusculares (FMA), são denominados dessa maneira devido a sua característica estrutural, por formar estruturas como os arbúsculos e as vesículas no interior das células corticais (SOUZA et al., 2006). É importante relatar que a infecção irá ocorrer somente em tecidos específicos da raiz, não atingindo meristemas ou tecidos vasculares (BONFANTE; PEROTTO, 1995), e também que a medida que as novas células apicais da raiz vão crescendo o fungo tenderá a colonizá-las, ou seja crescendo e se desenvolvendo juntamente com a planta (SMITH; READ, 2008).

Mutualmente os simbiossantes irão se desenvolver e começarão a apresentar mudanças no mínimo morfológicas, no qual irão começar a apresentar as estruturas típicas dos fungos micorrizico arbusculares, os arbúsculos, aonde ocorrerá a troca entre planta-fungo (HARRISON, 2005). Dentre as trocas que ocorre, é comum a planta fornecer ao fungo açúcares e fotoassimilados que permitirão a este que complete seu ciclo de vida, uma vez que estes fungos são biotróficos, e em troca irão fornecer a planta um aumento na absorção de água e nutrientes devido as longas hifas funcionarem como uma extensão do sistema radicular (SMITH; READ, 2008).

A forma que ocorrerá a interação entre planta-fungo é iniciada por uma série de passos, que se começa pela germinação do esporo do FMA. Ao mesmo tempo a planta libera exsudatos que atraem o esporo já germinado, dessa forma o fungo é incentivado a ramificar suas hifas para próximo da epiderme radicular, este também irá liberar sinais químicos específicos para a simbiose. Uma vez na epiderme radicular (início da

colonização) irá se formar estruturas de adesão (apressório), após liberação de estímulos químicos e físicos pela planta, o fungo irá começar a se desenvolver entre os espaços das células corticais, até penetrar na célula, aonde finalmente irá desenvolver o arbúsculo (HARRISON, 2005; SMITH; READ, 2008; LANFRANCO et al., 2016). É interessante relatar que apesar do fungo se desenvolver no interior da célula, este não será misturado ao citoplasma, permanecendo isolado pela membrana plasmática celular (BONFANTE-FASOLO, 1984).

2.3 Uso de micorrizas em Oliveira

A oliveira (*Olea europaea* L.) é uma cultura muito disseminada pela região mediterrânea, sendo cultivada de diversas formas, desde os métodos mais antigos e tradicionais, até os olivais mais intensivos e superadensados com alto grau de tecnificação (FERNÁNDEZ-ESCOBAR et al., 2012). É de grande importância econômica para inúmeros países, não sendo diferente em Portugal, somente no ano de 2017 a produção em toneladas ficou em 876.215 t (azeitona para mesa e para azeite) (INE, 2017). Dessa forma, demonstrando a importância da espécie no setor econômico, mas também possuindo o seu papel social, e histórico, já que é considerada uma das primeiras plantas frutíferas a ser cultivada (Zohary and Spiegel-Roy 1975).

A espécie sempre foi de grande importância para o país, uma vez que a planta poderia ser utilizada para inúmeras funções, como, alimentação com o fruto e azeite, iluminação, lubrificação e inclusive a saponificação, podendo ainda se utilizar a lenha para combustível e aquecimento (REIS, 2014).

A interação planta-fungo remota de tempos muito antigos, desde os primeiros registros com as primeiras espécies terrestres já se é visto vestígios dessa associação (REMY et al., 1994). Naturalmente, espécies antigas como a oliveira e que já são cultivadas a milhares de anos também apresentam relatos de micotrofia. Inúmeros são os estudos que demonstram os benefícios da associação entre espécies arbóreas e frutíferas de modo geral, dentre alguns destacando a relação do crescimento e sobrevivência das espécies (LIMA; SOARES; SOUSA, 2013; WU; ZOU, 2012; CALVENTE et al., 2004). Não sendo diferente para o olival, inúmeros são os benefícios observados, como, o rápido desenvolvimento da planta, e que quando inoculada ainda cedo pode contribuir para um melhor estabelecimento da planta no campo quando transplantada (KUMARI et al., 2017).

Dentre os estudos com a espécie e o FMA, na literatura são encontrados inúmeros registros, que vão desde a comprovação da simbiose (VIEIRA et al., 2011), passando pelo conhecimento dos benefícios, como redução do stress pós transplante e aclimação da planta (DAG et al., 2009; MEDDAD-HAMZA et al., 2010; BINET et al., 2007), tolerância a seca (MEKAHLIA et al. 2013; OULEDALI et al., 2018), absorção nutricional (PORRAS-SORIANO et al., 2009; BATI et al., 2014; CHATZISTATHIS et al., 2013), aspectos relacionado a mudanças bioquímicas (MECHRI et al., 2014), resistência a patógenos de solos (CASTILLO et al., 2006), e inúmeros outros benefícios que essa simbiose pode trazer.

Em relação a nutrição, é de extrema importância a adequada fertilização das plantas, especialmente em fase de mudas, aonde passam por longos períodos confinadas em um espaço apertado de um vaso (BERBARA et al., 2006). A inoculação de FMA também ajudam nesse aspecto, já que favorece a estabilidade do sistema radicular, e então fornece um suporte para que o futuro pomar seja implantado com qualidade. O fósforo como já citado anteriormente é um dos elementos considerado crucial para diversos cultivos, porém, como ocorre em algumas espécies lenhosas, na oliveira este nutriente não é requisitado em altas doses (FERNÁNDEZ-ESCOBAR et al., 2015), podendo em excesso causar intoxicação na planta. A partir disso, torna-se necessário os estudos com outros elementos, sendo macro ou micro e sua biodisponibilidade a partir das micorrizas.

2.4 Biodisponibilidade de nutrientes e biofertilizantes

Um nutriente disponível é aquele que está presente na solução do solo e pode se mover para o sistema radicular, porém é preciso que esteja num formato absorvível pela planta (COMERFORD,2005). Para que o ocorra o nutriente deve passar por algumas etapas, primeiro, deve ser solubilizado, passando da fase sólida do solo para a solução, somente assim estará em um formato adequado para a raiz da planta, em seguida poderá ser absorvido e então translocado e redistribuído para que desempenhe sua devida função (COMERFORD,2005).

A definição da biodisponibilidade de nutrientes do solo, diz respeito a habilidade do sistema solo-planta em fornecer os nutrientes essenciais para uma planta alvo, ou um conjunto de plantas, por um período de tempo (COMERFORD,2005). Sendo a forma como estes são absorvidos importante para a adequada translocação e que seja desempenhada suas devidas funções bioquímicas (BARBER,1995).

Uma solução nutritiva bem equilibrada deve disponibilizar para a planta os macronutrientes N, P K, e os micronutrientes Ca, Mg, S, B, Cu, Fe, Mo, Mn, Zn e Cl em quantidades que venham suprir sua demanda para o adequado crescimento e desenvolvimento da espécie (BARBER, 1995). Cada um desses nutrientes sendo absorvidos de forma iônica diferente, porém sempre visando a máxima eficiência de absorção, dessa forma, ao adubar uma planta sempre será disponibilizado o nutriente de forma já solúvel e de fácil absorção.

Entretanto essa prática de adubação, não permitirá a exploração do sistema radicular no solo, uma vez que a quantia absorvida de nutrientes é proporcional a superfície existente de raiz, dessa forma uma rizosfera ampla assegurará uma maior absorção nutricional (DREW, 1975).

Sendo estudos com essa temática já realizados e comprovados, Drew (1975), estudou em cevada a disponibilidade de alguns nutrientes em comparação com a localização dos mesmos na solução aonde crescia a raiz. Confirmou-se que a prática de disponibilizar o nutriente de forma superficial e localizada desestimula o sistema radicular a se expandir, ficando então também concentrado a uma determinada região, sendo que em uma situação adversa de falta de água e nutriente a planta que explora melhor a porção solo se sairá muito melhor, sendo isso ainda mais primordial para espécies perenes e arbóreas como é o caso da oliveira.

Sendo assim, o uso de biofertilizantes, se apresenta como uma alternativa muito proveitosa para a nutrição de plantas de uma forma mais harmoniosa com o ambiente e garantindo uma fertilização e nutrição natural e quando associada aos fungos micorrizicos de longo prazo (HERRMANN E LESUEUR, 2013). Também sendo uma excelente alternativa, ou forma de complementação aos agroquímicos convencionais, uma vez que estes vêm se tornando cada vez mais caros (HERRMANN E LESUEUR, 2013).

O termo biofertilizante, caracterizado por Herrmann e Lesueur (2013) refere-se a um produto para ser aplicado nas plantas visando o seu crescimento e em sua composição pode-se encontrar microorganismos do solo. Vessey (2003) também reafirma essa terminologia, caracterizando o biofertilizante como uma substância que contém microorganismos vivos que, ao ser aplicado nas sementes, superfícies de plantas ou no solo, irá colonizar a rizosfera ou o interior da planta e promover o crescimento, aumentando a oferta ou a disponibilidade de nutrientes primários para a planta.

O uso de biofertilizantes, está se tornando cada vez mais comum, especialmente seu uso associado as micorrizas, os quais são ainda recentes (HERRMANN E LESUEUR,

2013). Seu uso ainda pouco difundido pode estar associado as formulações dos produtos comerciais, os quais muitas vezes são pobres ou de qualidade inferior (CZERNIAK; STÜRMER, 2014).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Caracterização e implantação do experimento

O presente estudo foi realizado no distrito de Bragança, região de Trás-os-Montes, no nordeste de Portugal. O trabalho decorreu em estufa no Campus do Instituto Politécnico de Bragança (IPB) na localização indicada na Figura 1.



Figura 1. – Localização das estufas.

Fonte: Adaptado de Google earth (2018).

As estufas são de policarbonato de parede dupla e com aberturas laterais e superior para melhor dissipação do calor. Dispõem ainda de regulação térmica e umidade através de telas de sombra e nebulizadores.

O experimento foi instalado em 12 de outubro de 2017, sendo organizado em delineamento inteiramente casualizado, com sete tratamentos e três repetições (Figura 2).



Figura 2 – Distribuição do delineamento experimental na estufa.

Fonte: O autor (2018)

Os tratamentos utilizados foram:

Micorriza, na dose de 15 g por vaso (o produto comercial vem enriquecido com 3% N, 3% P₂O₅ e 3% K₂O);

3% NPK, suplemento com NPK equivalente aos teores no produto comercial (0,45 g N, P₂O₅ e K₂O por vaso);

3%NPK + 3% N, reforço da adubação nitrogenada com 0,45 g N por vaso;

3%NPK + 3% P, reforço da adubação fosfatada com 0,45 g P₂O₅ por vaso;

3%NPK + 3% K, reforço da adubação potássica com 0,45 g K₂O por vaso;

3%NPK + micro, reforço da adubação com micronutrientes; e

Testemunha, sem aplicação de qualquer produto fertilizante.

Os micronutrientes foram aplicados usando uma mistura comercial contendo 10% MgO, 0.3% B, 18.5 % SO₃, 0.3 % Cu, 2 % Fe, 1 % Mn, 0.02 % Mo, 1.6 % Zn aplicado à razão de 0.08 g vaso⁻¹ ano⁻¹.

Foram selecionadas mudas saudáveis de oliveira da variedade Cobrançosa com aproximadamente 20 cm de altura. As plantas foram acomodadas em vasos de plástico com capacidade de 2,5 L, tendo recebido 3 kg de terra fina seca. O aspecto dos vasos organizados por tratamento pode ser observado na Figura 2.

A micorriza inoculada foi a Roots M-Roots 3-3-3[®] da marca comercial LebanoTurf. O produto é descrito como uma mistura natural composto por 18 espécies

de endo e ectomicorrizas. Sendo a com maior quantia de esporo/grama a *Pisolithus tinctorius* (ectomicorriza), possuindo ainda outros gêneros como *Rhizopogon*, *Scleroderma*, *Laccaria* e uma série de organismos do gênero *Glomus* (endomycorrizas). A aplicação do produto seguiu as especificações da embalagem para a situação.

As plantas foram mantidas em estufa durante todo o período decorrido da experiência até o seu corte. As mesmas foram regadas regularmente conforme a necessidade da planta, buscando sempre manter a umidade adequada para as mudas. Também foram retiradas as infestantes de forma manual conforme necessidade.

As plantas foram cortadas no dia nove de outubro de 2018, e separadas em raízes, caules e folhas. Na mesma data foi também separada uma amostra de solos de cada vaso, obtida homogeneizando a totalidade da terra do vaso. As amostras de tecidos vegetais foram identificadas em sacos plásticos e enviadas para laboratório onde foram secas em estufa de ventilação forçada regulada a 60°C por 24 horas. Posteriormente foram moídas e submetidas a análise elementar. Os solos foram secos em estufa regulada a 40 °C, e peneirados em malha de 2 mm antes de se proceder às análises laboratoriais.

3.2. Medições *in situ*

Durante o crescimento das mudas avaliou-se a performance fotossintética das plantas utilizando o fluorômetro portátil OS30p (OPTI-SCINCES inc, 2012). O dispositivo é capaz de medir a fluorescência da clorofila através de um protocolo de adaptação ao escuro. Por isso, foram colocados grampos específicos nas folhas selecionadas para que ficassem pelo menos 30 minutos ao escuro (Figura 3.a). Foram selecionadas para o teste as folhas jovens com o limbo completamente expandido, por essa razão foram escolhidas as folhas do terço superior (Figura 3.b).



Figura 3 – a) Grampo em folha jovem de oliveira; b) Medição da fluorometria da clorofila.
Fonte: O autor (2018).

Com o equipamento foram medidos os parâmetros F_V/F_M , F_V/F_0 e também o teste JIP (OPTI-SCINCESINC, 2012). F_M , F_0 e F_V , são, respectivamente, fluorescência máxima, mínima e variável de folhas adaptadas ao escuro. Já o teste JIP fornece a fluorescência de base a 20 μ s (O), a fluorescência a 2 ms (J), a fluorescência a 30 ms (I) e a fluorescência máxima (FM). Sendo que OJIP irá fornecer dados sobre a eficiência do fotossistema II.

F_V/F_M , é a relação entre a fluorescência variável e a fluorescência máxima. Enquanto que F_V/F_0 , diz respeito à relação entre a fluorescência variável e mínima.

3.3. Análises nas amostras de solos

Para a realização das análises nos solos, os mesmos foram previamente peneirados e secos em estufa como já foi referido. As análises realizadas nos solos foram pH, fósforo e potássio extraíveis, parâmetros de caracterização do complexo de troca, ou da capacidade de troca catiônica, como cátions não ácidos ou bases de troca (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) e também a acidez de troca (Al^{3+}), sendo que a partir dessas informações se calculou também a capacidade de troca catiônica efetiva. Além dessas análises, também foi realizada a determinação do boro, a atividade da fosfatase ácida e frações de fósforo lábil.

3.3.1. Determinação do pH

O pH do solo foi determinado numa suspensão de solo com solução de água e de KCl 1M na relação de 1:2,5. Após duas horas de contato entre o solo e as soluções e com agitação ocasional (REEUWIJK, 2002), fez-se a leitura em equipamento *Inolab Level 1*

WTW.

3.3.2. Fósforo lábil

O Fósforo foi extraído com membranas de troca aniônica, que foram previamente seccionadas em partes de 40mm x 20mm. Estas membranas ou resinas de troca foram primeiro carregadas com cargas positivas. Para isso, foram deixadas 24 horas em solução NaHCO_3^- 0,5M para atingirem a saturação.

No dia seguinte, pesou-se 1 g de solo e adicionaram-se 20 ml de água e então introduziu-se a resina, como pode ser visto na Figura 4. Em seguida, os frascos foram agitados por 8 horas a 180 rotações por minuto (rpm). Seguida da agitação, as resinas foram transferidas para outro frasco contendo 20 ml de H_2SO_4 0,5M, onde permaneceram por 24 horas para que o fósforo pudesse ser extraído. Após filtração, o fósforo foi lido por espectrofotometria no comprimento de onda de 882 nm.



Figura 4 – Amostras de solo com adição da resina.

Fonte: O autor (2018)

3.3.3. Determinação de fósforo e potássio extraíveis

As formas solúveis de fósforo e potássio foram extraídas através do método Egner-Riehm por uma combinação de lactato de amônio com ácido acético tamponizado a pH de 3.7 (BALBINO, 1968). Para esta análise foi utilizada uma porção de solo:solução de 1:20.

O fósforo foi medido por espectrofotômetro UV/VIS no comprimento de onda 882 nanometro (nm) após a determinação colorimétrica com o método de ácido ascórbico como agente redutor. Já o potássio foi determinado por fotometria de chama no equipamento *jenway*.

3.3.4. Determinação da capacidade de troca catiônica

A capacidade de troca catiônica consiste na soma das bases de troca (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ e Na^+) e acidez de troca (Al^{3+} e H^+). A análise determina a máxima quantidade de cátions que a unidade de massa de um material pode reter sob forma permutável (MADEIRA & RICARDO, 2015).

Para isso, 2,5 g de amostra de solo foi pesada e extraída com uma solução de acetato de amônio tamponada a pH 7.0. Para a leitura do Ca^{2+} e Mg^{2+} foi utilizada a espectrofotometria de absorção atômica, com o equipamento *PYE Unicam PU 9100X*. Já K^+ e Na^+ foram medidos por espectrofotometria de chama *jenway*.

A determinação da acidez de troca dos solos consistiu em misturar 10 g de solo com uma solução de KCl 1M (100 ml) e agitar por 30 minutos a 180 rpm. A seguir filtrou-se e com NaOH 0,1M fez uma titulação para determinação de Al^{3+} e H^+ . Também foi feita uma segunda titulação com HCl 0,1M, para determinação somente de Al^{3+} . Para a primeira titulação o indicador foi a fenolftaleína, já para o segundo foi o cloreto de potássio (SIMS, 1996).

3.3.5. Atividade da fosfatase ácida

Pesou-se 1,0 g de solo para um erlenmeyer e adicionou-se 0,2 ml de tolueno, 4 ml de solução MUB (*Modified Universal Buffer*) em pH 6,5 e 1 ml de p-nitrofenil-fosfato.

Os frascos foram fechados com parafilmes e levemente agitados. Em seguida foram introduzidos em uma incubadora a 37 °C por 1 hora. Após, adicionou-se 1 ml de CaCl_2 0,5M e 4 ml de NaOH 0,5M, sendo depois levemente agitados e filtrados com papel de filtro Watman #42.

Para todas as amostras foi feito um controle, seguindo a mesma metodologia, mudando apenas o momento de adição do p-nitrofenil-fosfato, sendo este adicionado por último. Após filtrados, a atividade da fosfatase ácida foi determinada por espectrofotometria UV/VIS com comprimento de onda de 400 nm (TABATABAI e BREMNER, 1969).

3.3.6. Determinação do boro no solo

Para a determinação do boro no solo utilizou-se o método de água fervente seguido por reação com azometina – H, proposto por Wolf (1974). A uma alíquota do extrato foi adicionada uma solução de desenvolvimento de cor com azometina – H e ácido ascórbico.

Para a leitura, as amostras foram ao espectrofotômetro UV/VIS a 430 nm (JONES, 2001).

3.4. Análise dos tecidos vegetais

O material vegetal foi separado em: caule, folhas e raízes, e então, pesado verde. Também foram realizados os cálculos de parte aérea e totalidade da planta, a partir do somatório dos diferentes componentes. A seguir foram secos em estufa de ventilação forçada (Memmert) regulada para 60 °C, como já foi referido. Em seguida, as amostras foram moídas em moinho *Cyclotec* da marca *Foss*, em malha de 1 mm.

Com todas as partes da planta já secas e moídas foi determinada a sua composição elementar, designadamente, nitrogênio, fósforo, potássio, boro, cálcio, magnésio, ferro, zinco, cobre e manganês.

3.4.1. Determinação de nitrogênio

Utilizou-se o procedimento Kjeldahl, no qual o nitrogênio é medido através da digestão da amostra e posteriormente feita a leitura em equipamento *UDK152 Distillation & Titration Unit*.

Para a digestão, 1 g de material vegetal foi pesado e aquecido com 15 ml de ácido sulfúrico a 400 °C para promover a oxidação da amostra. Também foi adicionado um catalisador para aumentar a taxa de oxidação da matéria orgânica pelo ácido sulfúrico. Com a amostra já digerida, o nitrogênio amoniacal foi determinado por destilação com solução de ácido bórico 4%, hidróxido de sódio 40% e os indicadores verde de bromocresol e vermelho de metila (BREMNER, 1996).

3.4.2. Determinação de boro

O boro nas plantas foi determinado após a incineração das amostras (de 1 g) com óxido de cálcio e diluição das cinzas em ácido sulfúrico (0,5M). Para a coloração utilizou-se azometina – H e depois a leitura foi feita em espectrofotômetro a 420 nm (JONES, 2001).

3.4.3. Determinação de fósforo, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês

Os demais micronutrientes foram analisados após a pesagem de 0,25 g de material vegetal e digestão em micro-ondas (*MARS, CEM corporation*) com ácido nítrico.

O fósforo foi determinado por espectrofotometria UV/VIS no comprimento de

onda de 882 nm, após coloração pelo método do ácido ascórbico. O potássio foi determinado por espectrofotometria de chama e os demais nutrientes por absorção atômica.

3.5. Análise dos dados

Os dados coletados foram submetidos a ANOVA para verificar as variações entre tratamentos. Em seguida, aplicou-se o teste de tukey ($\alpha > 0,05$). O *software* estatístico utilizado para a realização das análises foi o “GENES” (CRUZ, 2013).

4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1. Parâmetros de fluorescência das clorofilas

Os parâmetros medidos de fluorescência da clorofila *a* e da fluorescência transiente OJIP no dia 27 de setembro de 2018, são apresentados na Tabela 1. Pode observar-se que não ocorreram diferenças significativas entre nenhum dos testes.

No caso da relação F_v/F_0 , esta é considerada mais precisa, por levar em consideração a fluorescência mínima. Com isso, é possível detectar com maior precisão situações de estresse. Os valores variaram pouco, com o mínimo de 5,00 para a micorriza e 5,24 para o tratamento 3% NPK + 3% K.

Os valores OJIP também são uma forma de medir o estresse nas plantas quando este atinge o fotossistema 2. Para todos os parâmetros OJIP os menores valores registaram-se sempre com a micorriza, sendo 234,67 para O, 396,33 para J, 850,67 para I e 1066,67 para P. No entanto, não houveram diferenças estatísticas entre os tratamentos.

Tabela 1 – Parâmetros medidos e estimados de fluorescência da clorofila *a* e da fluorescência transiente OJIP.

Tratamentos	O	J	I	P	F_v/F_M	F_v/F_0
Testemunha	255,00 a	437,67 a	882,33 a	1104,67 a	0,83 a	5,08 a
Micorriza	234,67 a	396,33 a	850,67 a	1066,67 a	0,83 a	5,00 a
3% NPK	262,00 a	426,33 a	916,67 a	1146,33 a	0,84 a	5,14 a
3% NPK + 3% N	246,00 a	415,33 a	896,00 a	1135,00 a	0,84 a	5,20 a
3% NPK + 3% P	255,00 a	425,67 a	892,67 a	1135,00 a	0,84 a	5,11 a
3% NPK + 3% K	249,33 a	423,00 a	919,67 a	1159,33 a	0,84 a	5,24 a
3% NPK + micro	255,00 a	412,00 a	857,50 a	1098,50 a	0,83 a	5,04 a
C.V. %	7,66	5,69	4,86	3,68	0,31	3,13

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Os dados podem não ter apresentado diferença estatística devido a reduzida sensibilidade do equipamento a estresses nutricionais sem que estes se manifestem em nível severo. Os dados da concentração de nutrientes nos tecidos mostraram pouca variação o que ajuda a explicar este resultado. Sendo também importante mencionar que as mudas estavam em casa de vegetação e foram nutridas e regadas conforme necessidade, o que impediu estresses.

Por outro lado os valores estão dentro dos padrões habituais em plantas na ausência de estresse, tal como observaram Lu e Zhang (2000) na cultura do milho, em que os valores de F_v/F_M foram semelhantes, eventualmente também pelas plantas não se encontrarem em situação de estresse. O mesmo ocorreu em cultivo de oliveira, em estudo

de Boughalleb & Hajlaoui (2011), no qual os autores em plantas sem estresse encontraram valores de 0,83, iguais ao presente estudo.

Gomes et al. (2012), em estudo com maracujá com o teste OJIP, observaram que as plantas não submetidas a estresse apresentaram valores baixos em todas as fases do teste. O mesmo se encontrou no presente estudo, no qual os valores ficaram entre 500 a 1000.

4.2. Produção de matéria seca

Na Tabela 2 pode se observar a massa seca de caules, folhas e raízes, bem como, da parte aérea e da totalidade da planta. Como pode ser visto, a única parte da planta onde houve diferenças estatísticas foi a raiz. Observou-se que o tratamento com suplementação de 3% NPK obteve a maior massa seca em raiz. Porém esse valor não difere da testemunha nem dos tratamentos com 3% NPK + 3% P e 3% NPK + 3% K. O tratamento que apresentou matéria seca mais baixa na raiz foi 3% NPK + 3% N com 3,62 g, sendo o segundo menor valor o da micorriza, com 3,88 g, valores esses que não diferiram estatisticamente entre si. As diferenças também não são significativas para os tratamentos 3% NPK + micro, 3% NPK + 3% P nem do 3% NPK + 3% K.

Esses dados diferem dos relatados por Citernesi et al. (1998), tendo os autores encontrado aumento significativo no peso de raízes em plantas jovens de oliveira pela aplicação de uma micorriza.

Outros autores, como Meddad-Hamza et al. (2010), também observaram diferença significativa entre plantas de oliveira micorrizadas com diferentes espécies do fungo em mudas de 9 meses. Os autores observaram uma massa radicular de 2,78 g para a micorriza da espécie *Glomus mosseae*, porém para outra espécie de micorriza (*Glomus intraradices*), já encontraram pesos inferiores, com 1,80 g. Porras-Soriano et al. (2009) para a mesma espécie de micorriza citada anteriormente (*G. mosseae*), encontraram peso médio de 2,96 g em mudas de 1 ano. No entanto, para outras espécies de micorriza os autores não observaram um aumento da massa radicular tão expressivo, o que pode demonstrar uma relação de elevada especificidade entre a planta de oliveira e a micorriza. Esse ponto, pode indicar o motivo de não haver diferença estatística entre os dados do presente estudo.

Tabela 2 – Matéria seca das diferentes partes da planta em função dos tratamentos fertilizantes

Tratamentos	Matéria seca (g planta ⁻¹)				
	caules	folhas	raízes	parte aérea	planta total
Testemunha	9,02 a	8,12 a	5,39 ab	17,14 a	22,52 a
Micorriza	9,57 a	9,73 a	3,88 bc	19,30 a	23,18 a
3% NPK	10,22 a	9,06 a	6,04 a	19,28 a	25,32 a
3% NPK + 3% N	8,52 a	8,42 a	3,62 c	16,94 a	20,56 a
3% NPK + 3% P	9,26 a	9,01 a	4,92 abc	18,27 a	23,19 a
3% NPK + 3% K	10,43 a	9,66 a	4,78 abc	20,09 a	24,87 a
3% NPK + micro	10,37 a	9,64 a	4,20 bc	20,01 a	24,21 a
C.V. %	16,88	8,78	13,38	12,03	10,45

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

4.3. Concentração de nutrientes nos tecidos

Na Tabela 3 apresenta-se a concentração dos macronutrientes no caule. O cálcio, magnésio e potássio não variaram significativamente entre tratamentos. Para o nitrogênio observa-se diferença estatística, sendo que a testemunha apresentou os valores mais baixos. O tratamento com micorriza não diferiu da testemunha nem dos demais. Porras-Soriano et al. (2009) encontraram resultados diferentes para o nitrogênio nos caules dos tratamentos com micorriza variando entre 9 a 10 g kg⁻¹. No presente trabalho, observou-se uma concentração inferior, possuindo o caule valor de 8,42 g kg⁻¹.

Para o fósforo observa-se que a testemunha e a micorriza apresentaram os valores mais elevados, sobretudo a micorriza, com 1,83 g kg⁻¹. Os demais tratamentos não apresentaram diferença significativa entre si, sendo o valor mais baixo (1,23 g kg⁻¹) registrado no tratamento 3% NPK + 3% N.

Tabela 3 – Concentração de macronutrientes nos caules em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	g kg ⁻¹				
	Nitrogênio	Fósforo	Potássio	Cálcio	Magnésio
Testemunha	6,64 b	1,73 a	7,03 a	5,00 a	0,73 a
Micorriza	8,42 ab	1,83 a	8,70 a	5,03 a	0,87 a
3% NPK	9,52 a	1,53 ab	9,27 a	6,20 a	1,10 a
3% NPK + 3% N	9,64 a	1,23 b	8,90 a	6,27 a	1,03 a
3% NPK + 3% P	9,96 a	1,63 ab	9,00 a	6,50 a	1,00 a
3% NPK + 3% K	8,95 a	1,63 ab	9,60 a	6,27 a	1,10 a
3% NPK + micro	9,73 a	1,60 ab	9,43 a	6,23 a	0,97 a
C.V. %	7,59	10,82	13,81	13,22	16,95

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

A concentração de micronutrientes no caule, apresentados na Tabela 4, revelou que não ocorreram diferenças significativas entre tratamentos para boro, manganês e zinco. Para o ferro, pode-se observar que o tratamento 3% NPK + 3% K apresentou os maiores teores e os tratamentos com micorriza e 3% NPK + 3% N os menores. Para o cobre as maiores concentrações ficaram com o tratamento 3% NPK e as menores concentrações ficaram na testemunha com 11,82 mg kg⁻¹.

Tabela 4 – Concentração de micronutrientes nos caules em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	Boro		Ferro		Manganês		Zinco		Cobre	
	mg kg ⁻¹									
Testemunha	20,51	a	238,73	ab	11,61	a	25,58	a	11,82	b
Micorriza	23,43	a	187,12	b	13,19	a	21,64	a	12,45	ab
3% NPK	19,94	a	222,77	ab	20,19	a	18,16	a	17,43	a
3% NPK + 3% N	19,92	a	216,88	b	18,75	a	17,40	a	12,72	ab
3% NPK + 3% P	22,06	a	257,55	ab	17,45	a	20,04	a	13,92	ab
3% NPK + 3% K	19,53	a	369,75	a	16,50	a	20,69	a	13,15	ab
3% NPK + micro	20,80	a	224,97	ab	14,85	a	18,76	a	13,69	ab
C.V %	8,26		22,23		26,90		20,83		13,51	

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Nas folhas, como visto na Tabela 5, as concentrações de fósforo, potássio e de cálcio não diferiram significativamente entre os tratamentos. Para o nitrogênio, observa-se que apenas a testemunha teve um desempenho inferior aos restantes tratamentos, com 15,03 g kg⁻¹. Para o nitrogênio, notou-se uma maior concentração nas folhas, em comparação com os outros tecidos, sendo que todos os tratamentos apresentaram resultados semelhantes. Embora não possam ser comparados, pela colheita não respeitar o padrão das árvores adultas produtivas, como orientação pode indicar-se que a concentração de nitrogênio nos tecidos está ao nível dos registrados nas árvores adultas em bom estado nutricional, isto é, entre 15 a 20 g kg⁻¹ (FREEMAN et al., 2005).

Bati et al. (2014) também encontraram resultados semelhantes, sendo a concentração de nitrogênio nas folhas superior à dos outros tecidos. Porém, assim como no presente estudo, os autores não verificaram diferença entre a micorriza comercial e os demais tratamentos para os níveis do nutriente. Bouhafa et al. (2018) numa pesquisa sobre concentração dos nutrientes em oliveiras, ao longo de um ano observou pouca diferença para o nitrogênio, sendo a variação de 14 a 19 g kg⁻¹, tal como também ocorreu no presente estudo.

Já para o magnésio, nota-se maior concentração no tratamento 3% NPK + 3% P, embora não tenha diferença estatística significativa entre os tratamentos 3% NPK + 3%

N, 3% NPK ou 3% NPK + micro. As menores concentrações de magnésio ficaram com a micorriza e com a testemunha, onde ambas apresentaram valores de 1,30 g kg⁻¹. Portela e Louzada (2007) em um estudo de revisão citam o teor adequado de magnésio em folhas de oliveiras adultas acima de 0,34 g kg⁻¹, valor, ainda assim, bem abaixo das concentrações de magnésio encontradas no presente estudo, demonstrando que mesmo sem micorriza as plantas estão bem providas do nutriente.

Para o magnésio Domínguez-Núñez et al. (2006) não observaram diferença significativa entre plantas micorrizadas e não micorrizadas para a concentração nos tecidos. Porém, Bati et al. (2014) em estudo com as mesmas condições, mudas jovens, obtiveram resultados diferentes. Os autores apontam altas concentrações de magnésio em plantas de oliveira micorrizadas. Estes resultados diferem dos do presente estudo, aonde a micorriza foi o tratamento que originou menor concentração de magnésio nas folhas.

Tabela 5 – Concentração de macronutrientes nas folhas em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	g kg ⁻¹				
	Nitrogênio	Fósforo	Potássio	Cálcio	Magnésio
Testemunha	15,03 b	2,03 a	10,97 a	7,30 a	1,30 c
Micorriza	21,08 a	1,77 a	8,83 a	6,73 a	1,30 c
3% NPK	21,74 a	1,77 a	9,47 a	8,83 a	1,77 ab
3% NPK + 3% N	20,99 a	1,53 a	8,13 a	8,30 a	1,67 abc
3% NPK + 3% P	20,93 a	1,83 a	10,67 a	10,00 a	1,87 a
3% NPK + 3% K	20,81 a	2,00 a	7,60 a	11,03 a	1,40 bc
3% NPK + micro	21,97 a	1,70 a	10,53 a	8,57 a	1,50 abc
C.V %	3,57	10,15	14,28	24,34	10,10

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

A concentração de micronutrientes nas folhas é apresentada na Tabela 6. A concentração de ferro não diferiu estatisticamente entre tratamentos. O boro apresentou valores mais elevados no tratamento 3% NPK + 3% K com 26,85 g kg⁻¹, já a menor concentração ficou com o tratamento 3% NPK + 3% N, com 22,57 g kg⁻¹. Para o manganês a maior concentração ficou com 3% NPK + 3% N com o valor de 63,03 g kg⁻¹ e as menores concentrações foram registradas na micorriza e na testemunha, com 35,43 g kg⁻¹ e 34,14 g kg⁻¹ respectivamente.

Para o zinco o tratamento 3% NPK + 3% K apresentou o maior resultado enquanto o menor foi registrado com 3% NPK + 3% P. Já para o cobre o tratamento 3% NPK + micro foi o que teve o maior resultado (16,99 mg kg⁻¹) e a micorriza o menor (11,23 g kg⁻¹).

Tabela 6 – Concentração de micronutrientes nas folhas em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	----- mg kg ⁻¹ -----									
	Boro		Ferro		Manganês		Zinco		Cobre	
Testemunha	26,59	ab	221,01	a	34,14	c	17,95	bc	13,42	bc
Micorriza	25,23	ab	123,49	a	35,43	c	19,08	bc	11,23	c
3% NPK	25,76	ab	199,63	a	55,47	ab	20,50	bc	12,78	bc
3% NPK + 3% N	22,57	b	94,63	a	63,03	a	18,39	bc	11,85	bc
3% NPK + 3% P	24,02	ab	97,85	a	46,21	abc	17,70	c	11,97	bc
3% NPK + 3% K	26,85	a	166,80	a	40,60	bc	26,47	a	14,63	ab
3% NPK + micro	24,47	ab	126,32	a	45,00	abc	23,30	ab	16,99	a
C.V. %	5,97		38,89		14,60		9,46		8,99	

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Na Tabela 7 apresentam-se os resultados obtidos para a concentração dos macronutrientes na raiz. A concentração de magnésio não diferiu estatisticamente entre tratamentos. Para o nitrogênio, os valores mais elevados ficaram com 3% NPK + 3% N e 3% NPK + micro, sendo os mais baixos registrados na testemunha. Para o fósforo, a maior concentração foi obtida na micorriza, com 1,87 g kg⁻¹, já a menor concentração foi no tratamento com 3% NPK apresentando valor de 1,20 g kg⁻¹. O tratamento com 3% NPK + 3% P, para a concentração de fósforo não diferiu nem do melhor tratamento, nem do pior, apresentando um valor médio de 1,40 g kg⁻¹. Para o fósforo tanto no caule quanto na raiz o tratamento com micorriza originou resultados superiores aos demais. Nas raízes, plantas que possuem a interação com a micorriza tendem a apresentar maior concentração do nutriente, pelo fato do fungo conseguir absorvê-lo de forma mais eficiente (HU et al., 2009).

Para o potássio a maior concentração ficou com o tratamento 3% NPK + 3% N com 11,83 g kg⁻¹, sendo que também não diferiu do tratamento 3% NPK + 3% K, apresentando este um valor de 11,17 g kg⁻¹. Os menores valores foram registrados na testemunha, 3%NPK e 3% NPK + 3% P.

O cálcio apresentou valores mais elevados em 3% NPK e mais baixos na micorriza, não tendo os demais diferido. A concentração de cálcio nos tecidos só apresentou diferença significativa entre tratamentos para a raiz. Porém, para o cálcio o tratamento com a micorriza apresentou os valores mais baixos. Em outros estudos (DOMÍNGUEZ-NÚÑEZ et al., 2006; BATI et al., 2014) também observam baixa concentração desse nutriente nos tecidos pela aplicação de uma micorriza. Essa baixa concentração pode ser explicada pela forma como o cálcio é translocado do solo para a planta, o qual é realizada por polifosfatos. Porém, devido a necessidade do fungo em manter a concentração baixa de cálcio na região das hifas, a entrada do nutriente para as

plantas é prejudicada (MARSCHNER & DELL, 1994).

Tabela 7 – Concentração de macronutrientes na raiz em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	Nitrogênio	Fósforo	Potássio	Cálcio	Magnésio
	----- g kg ⁻¹ -----				
Testemunha	9,73 c	1,80 ab	8,87 b	7,13 ab	6,27 a
Micorriza	13,08 ab	1,87 a	10,50 ab	6,43 b	3,80 a
3% NPK	11,42 bc	1,20 c	9,03 b	8,67 a	7,03 a
3% NPK + 3% N	15,16 a	1,33 bc	11,83 a	7,33 ab	5,30 a
3% NPK + 3% P	12,41 b	1,40 abc	9,30 b	7,07 ab	7,33 a
3% NPK + 3% K	13,58 ab	1,53 abc	11,17 ab	7,47 ab	5,03 a
3% NPK + micro	14,88 a	1,57 abc	10,83 ab	7,87 ab	5,07 a
C.V %	6,68	11,05	8,63	10,23	28,95

* Valores com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Para os micronutrientes na raiz, apresentados na Tabela 8, aqueles para os quais ocorreram diferenças significativas foram o ferro e o manganês, apresentando o ferro, altas concentrações na raiz, sendo a maior delas no tratamento 3% NPK e o menor valor no tratamento com micorriza. Já para o manganês, a micorriza apresentou o menor valor. No entanto observam-se altas concentrações do elemento nos tratamentos 3% NPK, 3% NPK + 3% N e 3% NPK + 3% P.

Para os micronutrientes, pode-se observar que a maior concentração tanto do ferro, quanto do manganês e do zinco foi na raiz, em comparação com os outros tecidos. Bati et al. (2014) também obtiveram resultados semelhantes para a oliveira, assim como outros autores em outras espécies, como Nogueira et al. (2007) em soja e Farzaneh et al. (2011) em grão-de-bico.

O manganês apresenta baixas concentrações em todos os tecidos da planta para o tratamento com a micorriza. Isso pode estar relacionado com o benefício da micorriza para a nutrição da planta. Uma vez que ao aumentar o teor de fósforo nos tecidos da planta, devido à micorriza, a planta consegue manter as concentrações de manganês mais baixas por ação de uma série de mecanismos (NOGUEIRA et al., 2007). Esse mecanismo de proteção contra toxicidade de alguns elementos também ocorre para o ferro. No caso, observa-se que as plantas inoculadas tiveram a menor concentração do elemento na raiz, e isso ocorre pelo fato de os metais pesados serem retidos pelo fungo, acumulando-se em suas hifas, esporo e células, também ocorrendo para os demais metais como o cobre e o zinco (BATI et al., 2014; TURNAU, 1998).

Dag et al. (2009), em um estudo com diferentes cultivares comerciais de oliveira, encontraram efeito significativo de uma micorriza nas raízes e caules, tanto para o fósforo, quanto para o potássio. No caso do presente estudo, não se encontrou incrementação

suficiente na concentração de potássio pela micorriza em nenhum dos tecidos da planta.

Apesar da pouca variação encontrada na concentração de potássio nos tecidos no presente estudo, e dos poucos estudos realizados com esse nutriente, o potássio parece ter uma forte relação com a planta micorrizada (GARCIA e ZIMMERMANN, 2014). Os autores apontam a presença do íon, acumulado em esporos, nas hifas e também nas vesículas do fungo. No entanto, outros estudos também não observaram diferença entre plantas com micorriza e sem micorriza para o potássio, como é o caso de Domínguez-Núñez et al. (2006), em trabalhos com carvalhos. Estes autores registraram diferença entre os demais macronutrientes (nitrogênio e fósforo), porém o potássio, não apresentou diferenças significativas entre tratamentos.

Tabela 8 – Concentração de micronutrientes na raiz em função do tratamento fertilizante

Tratamentos	Boro		Ferro		Manganês		Zinco		Cobre	
	----- mg kg ⁻¹ -----									
Testemunha	16,02	a	13500,67	ab	295,03	ab	299,39	a	82,99	a
Micorriza	17,02	a	5426,00	b	142,15	b	44,64	a	58,44	a
3% NPK	19,37	a	14375,00	a	354,97	a	101,83	a	70,17	a
3% NPK + 3% N	19,49	a	8373,00	ab	338,69	a	282,27	a	70,82	a
3% NPK + 3% P	20,10	a	11698,00	ab	311,79	a	55,33	a	64,12	a
3% NPK + 3% K	17,91	a	8581,67	ab	197,56	ab	46,96	a	70,06	a
3% NPK + micro	19,25	a	7442,67	ab	224,76	ab	42,03	a	73,08	a
C.V. %	8,66		29,34		22,15		120,85		13,81	

* Médias com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

4.5. Propriedades do solo

Os resultados de diversas análises efetuadas nas amostras de solo são apresentados nas Tabelas 9 e 10.

Genericamente as amostras apresentam valores de matéria orgânica baixos, embora tenham ocorrido diferenças significativas entre tratamentos (Tabela 9). O tratamento onde o teor de matéria orgânica foi mais elevado foi o 3% NPK + 3% N. O pH das amostras oscila entre neutro e pouco ácido, sendo o valor médio mais próximo da neutralidade o do tratamento com micorriza, com pH em água de 6,23, e o mais ácido o tratamento com 3% NPK com valor de pH também em água de 5,4.

A maioria das plantas irá responder a um pH que varia entre 5,5 a 7,0 (LIEROP, 1990). Os solos quando muito ácidos podem representar um problema para a cultura, devido à baixa disponibilidade de nutrientes como cálcio, magnésio e possivelmente fósforo (ARROBAS & MOUTINHO-PEREIRA, 2009). No entanto, valores abaixo do

limite indicado não foram encontrados no estudo. Porém, para a oliveira, o pH mais favorável encontra-se entre 6,0 e 7,5 (ARROBAS & MOUTINHO-PEREIRA, 2009). Valores próximos aos apresentados pelos autores podem ser verificados no tratamento com micorriza e na testemunha. Os demais tratamentos provocaram uma leve acidificação no solo, podendo se observar que todos ficaram na faixa de 5,0, talvez por serem fertilizantes minerais possam conduzir a uma redução do pH (BARAK et al., 1997). Já o tratamento com a micorriza, limitou esse processo, mantendo um pH mais próximo do adequado para a cultura e também garantindo com isso o desenvolvimento da comunidade fúngica.

Diversos autores apontam elevada importância da relação entre o pH e o desenvolvimento dos fungos. Antonioli & Kaminski (1991) afirmam que o pH do solo irá influenciar no processo de colonização da raiz e também que diferentes espécies de fungos são adaptadas a diferente pH. Porém, a maioria acaba se desenvolvendo melhor em solos com pH próximo da neutralidade. Leifheit et al. (2015), em seus estudos com solos micorrizados, também observaram que o fungo causou um leve aumento no pH do meio.

Para o potássio, o tratamento micorriza foi o que apresentou resultados mais elevado com 83,00 mg kg⁻¹. Enquanto que para o fósforo o tratamento foi o segundo melhor com 135,61 mg kg⁻¹. Já os menores valores para ambos os elementos foram observados na testemunha. O boro não apresentou diferença estatística significativa entre tratamentos, porém o que apresentou maior valor foi 3% NPK + 3% K com 0,99 mg kg⁻¹.

Com uma alta abundância de microrganismos no solo, irá ocorrer a mineralização mais rápida dos materiais orgânicos à superfície, deixando-os disponíveis para as plantas (STEVENSON e COLE, 1999). Dentre as principais funções dos microrganismos eles permitem incorporar e estocar carbono, nitrogênio e demais nutrientes no solo (BARROS, 2013). Neste estudo observaram-se maiores teores de matéria orgânica no tratamento 3% NPK + 3% N, com valores de 1,8 %, porém em seguida, sem diferença estatística ficou o tratamento com micorriza com 1,77 %. Não se observou uma diferença significativa, por possível motivo de que, os fungos micorrizicos são responsáveis por boa parte da mineralização da matéria orgânica e disponibilização do nitrogênio para as plantas (KOLLER et al., 2013).

Tabela 9 – pH (H₂O), pH (KCl), fósforo e potássio extraíveis (Egner-Rhiem), boro extraível em água fervente e matéria orgânica (MO) facilmente oxidável (Walkley-Black).

Tratamento	pH		P ₂ O ₅	K ₂ O	B	MO						
	H ₂ O	KCl					mg kg ⁻¹		%			
Testemunha	6,13	ab	5,08	abc	37,12	c	45,00	e	0,68	a	1,48	c
Micorriza	6,23	a	5,33	a	135,61	a	83,00	a	0,50	a	1,77	ab
3% NPK	5,40	c	4,72	cd	90,47	b	70,67	cd	0,57	a	1,52	c
3% NPK + 3% N	5,66	bc	4,52	d	79,52	b	73,00	bc	0,46	a	1,80	a
3% NPK + 3% P	5,89	abc	4,95	bc	146,83	a	66,33	cd	0,78	a	1,56	bc
3% NPK + 3% K	5,96	ab	5,13	ab	88,50	b	82,33	ab	0,99	a	1,48	c
3% NPK + micro	5,73	abc	4,88	bcd	85,41	b	62,33	d	0,59	a	1,62	abc
C.V. %	3,16		2,75		13,73		5,09		41,26		5,10	

* Médias com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Na Tabela 10 são apresentados os valores dos cátions trocáveis (Ca⁺⁺; Mg⁺⁺; K⁺; Na⁺) e da acidez de troca e capacidade de troca catiónica efetiva (CTCe). Os valores de cálcio e potássio de troca, bem como a CTCe apresentam diferenças significativas entre tratamentos. O maior valor de CTCe foi registado no tratamento 3% NPK + 3% N com 20,57 cmol(+) kg⁻¹ e o menor valor de CTCe em 3% NPK + 3% K, com valor de 15,14 cmol(+) kg⁻¹. De qualquer forma, estes valores não são considerados baixos.

Os elevados teores de matéria orgânica observadas nos tratamentos com micorriza e 3% NPK + 3% N, também se refletiram em aumento da CTCe. Ciotta et al. (2003) em um estudo de 20 anos sobre matéria orgânica, notou o aumento da CTC em solos com maior concentração de matéria orgânica. Barbosa et al. (2015) também apontam sobre a relação entre a CTC e a matéria orgânica, sendo que ambas possuem uma correlação de até 90%.

Os demais nutrientes que são fornecidos pela matéria orgânica podem ser o fósforo, enxofre e micronutrientes. Porém, alguns autores, como Leifheit et al. (2015), não observaram aumento significativo destes nutrientes nos solos inoculados. No entanto, os mesmos citam que esse efeito não deve ser excluído, uma vez que outros autores já relataram essas mudanças (RICHARDSON, 2001; MARSCHNER et al., 2005).

Tabela 10 – Resultados da análise ao complexo de troca

Tratamento	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	K ⁺	Na ⁺	AT NaOH	AT Al ⁺⁺⁺	CTCe
	----- cmol(+) kg ⁻¹ -----						
Testemunha	12,30 ab	3,64 a	0,14 b	0,26 a	0,17 a	0,10 a	16,51 ab
Micorriza	14,31 ab	4,84 a	0,24 a	0,33 a	0,10 a	0,13 a	19,84 ab
3% NPK	13,53 ab	4,62 a	0,19 ab	0,29 a	0,17 a	0,13 a	18,80 ab
3% NPK + 3% N	15,09 a	4,84 a	0,22 a	0,29 a	0,13 a	0,07 a	20,57 a
3% NPK + 3% P	13,25 ab	4,12 a	0,21 a	0,29 a	0,13 a	0,10 a	18,00 ab
3% NPK + 3% K	11,15 b	3,37 a	0,22 a	0,26 a	0,13 a	0,13 a	15,14 b
3% NPK + micro	14,13 ab	4,09 a	0,19 ab	0,26 a	0,17 a	0,13 a	18,84 ab
C.V. %	8,84	15,01	10,14	12,80	37,41	63,31	9,93

* Médias com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

Na Tabela 11 podem-se observar os valores do fósforo lábil, que representa a fração do fósforo do solo que está mais disponível para ser absorvido durante o ciclo de vida da planta, e os valores da atividade da fosfatase ácida. A fosfatase ácida é uma enzima importante na transformação dos compostos de fósforo e na disponibilização do fósforo inorgânico para as plantas.

Com isso, os resultados mostraram que os maiores valores de fósforo lábil foram registados no tratamento 3% NPK + 3% P, com 91,90 mg kg⁻¹, enquanto a atividade da fosfatase ácida registou os maiores valores no tratamento com micorriza, com 487,51 µg nitrofenol g⁻¹ h⁻¹.

Tabela 11 – Fósforo lábil e atividade fosfatase ácida em função dos tratamentos fertilizantes

Tratamentos	Plábil		Atividade fosfatase	
	mg kg ⁻¹		µg nitrofenol g ⁻¹	h ⁻¹
Testemunha	31,32	d	440,66	a
Micorriza	77,98	b	487,51	a
3% NPK	67,36	bc	292,69	bc
3% NPK + 3% N	63,12	c	353,21	b
3% NPK + 3% P	91,90	a	326,35	bc
3% NPK + 3% K	69,15	bc	280,70	c
3% NPK + micro	63,70	c	299,72	bc
C.V. %	6,44		6,20	

* Médias com a mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Fonte: O autor (2018)

A micorriza terá conseguido aumentar os teores de fósforo no solo devido à liberação da enzima fosfatase, cuja atividade foi mais elevada nesse tratamento (tabela 16). Marschner et al. (2005) afirmam que o efeito ainda não é totalmente entendido, porém, os autores também encontraram altos índices da atividade dessa enzima em solos micorrizados. As plantas e as micorrizas utilizam as formas inorgânicas de fósforo, porém o fungo é considerado mais eficiente em captar essas formas devido à ação da fosfatase que converte o fósforo orgânico do solo em formas mais disponíveis (DODD et al., 1987). Van Aarle e Plassard (2010) também observaram aumento das taxas da enzima fosfatase em solos com a presença de micorriza. Porém, os autores não constataram aumento na disponibilidade de fósforo em solos inoculados.

No atual estudo a presença de fósforo no solo em maior quantidade está relacionada com o tratamento 3% NPK + 3% P, uma vez que está a se fornecer o nutriente ao solo em formas disponíveis para a absorção da planta. Van Aarle e Plassard (2010) e Dodd et al. (1987) observaram que em solos com altas concentrações de fósforo disponível, a atividade da fosfatase foi normalmente muito inferior, já que a rizosfera não necessitará dessa enzima para extração do fósforo do solo, estando esse prontamente disponível. Informação essa verificada no presente estudo, no qual observou-se atividade fosfatase de baixa significância para esse tratamento.

Em relação ao potássio, muito pouco ainda se é conhecido sobre sua interação com o fungo micorrizico (SMITH e READ, 2008; DOMINGUEZ-NUÑEZ et al., 2016). Porém, Beauchamp et al. (2006) observaram uma correlação entre o íon absorvido pelas plantas e o fungo micorrizico. No presente estudo, também se nota um significativo aumento do potássio no tratamento micorriza. Dominguez-Nuñez et al. (2016) apontam que diferentes minerais do solo, tratados ou não com micorriza, irão liberar quantidades diferentes de potássio, sendo muitas vezes essas concentrações adequadas para a absorção da planta. Os autores ainda citam que a micorriza é capaz de aumentar a solubilidade do cátion através da liberação de prótons, H^+ , ou aniões de ácidos orgânicos.

6. CONCLUSÕES

Os resultados alcançados mostraram que a micorriza não afetou a performance fotossintética da planta em nenhum parâmetro. No entanto, em nenhum dos tratamentos observou-se tal diferença. A produção de matéria seca só apresentou diferença significativa em relação as raízes, sendo que o tratamento micorrízico ficou com o pior desempenho.

Em relação a concentração de nutrientes, o tratamento micorrízico teve melhor desempenho para alguns nutrientes como o fósforo de destaque, e alguns micronutrientes que poderiam gerar toxidez nas plantas.

Os solos com o tratamento da micorriza apresentavam melhores taxas de pH, conseqüentemente, uma melhor disponibilidade de fósforo e potássio, mesmo esses valores não sendo expressivos, já que são mudas de primeiro ano. Porém, em relação a atividade fosfatase ácida o tratamento com micorriza demonstrou efeito significativo dos fungos para a liberação de fósforo no solo.

Diante do exposto, a utilização de uma micorriza comercial pode ser viável e comparável aos tratamentos com fertilizantes convencionais. O tratamento conseguiu manter elevada concentração de nutrientes nos tecidos apesar da baixa exportação e produção de biomassa. Os dados obtidos mostraram o benefício para o solo e para a planta em relação a pH, matéria orgânica e atividade da fosfatase ácida.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J. Micorrizas. **ciência rural**, v. 21, n. 3, p. 441–455, 1991.
- ARROBAS, M.; MOUTINHO-PEREIRA, J. Fertilização do Olival. In: RODRIGUES, M. Â.; CORREIA, C. (Eds.). **Manual da safra e contra safra do olival**. 1. ed. Bragança, Portugal: Instituto Politécnico de Bragança, 2009. p. 21–41.
- BALBINO, L. R. La méthode Egner-Riehm et la détermination du phosfore et du potassium «assimilável» des sols du Portugal. **II Col. Mediterrânico Contrl. Fert. Plantas Cultivadas**, p. 55–65, 1968.
- BARAK, P. et al. Effects of long-term soil acidification due to nitrogen fertilizer inputs in Wisconsin. **Plant and Soil**, v. 197, n. 1, p. 61–69, 1997.
- BARBER, Stanley A.. **Soil Nutrient Bioavailability**. 2. ed. New York, USA: John Wiley & Sons, Inc., 1995. 414 p.
- BARBOSA, R. S. et al. **CTC como atributo pedoindicador da matéria orgânica do solo**. Natal, Brasil: [s.n.]. Disponível em: <<https://www.sbcs.org.br/cbcs2015/arearestrita/arquivos/208.pdf>>. Acesso em: 10 mar. 2019.
- BARROS, J. D. DE S. Contribuições da matéria orgânica do solo para mitigar as emissões agrícolas de gases de efeito estufa. **Polêmica**, v. 12, n. 2, p. 1–6, 2013.
- BATI, Caterina Briccoli; SANTILLI, Elena; LOMBARDO, Luca. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and on micronutrient and macronutrient uptake and allocation in olive plantlets growing under high total Mn levels. **Mycorrhiza**, Rende, Italy, v. 25, n. 2, p.97-108, 10 jul. 2014.
- BEAUCHAMP, V. B.; STROMBERG, J. C.; STUTZ, J. C. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with Populus-Salix stands in a semiarid riparian ecosystem. **New Phytologist**, v. 170, n. 2, p. 369–380, 2006.
- BERBARA, Ricardo L.i.; SOUZA, Francisco A.; FONSECA, Henrique M.a.c.. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES: MUITO ALÉM DA NUTRIÇÃO. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição Mineral de Plantas**. Viçosa, Mg, Brasil: Sbcs, 2006. Cap. 3, p. 432.
- BINET, M. N. et al. Micropropagation of olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment. **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant**, Gap, France, v. 43, n. 5, p.473-478, 10 nov. 2007.
- BONFANTE, Paola; PEROTTO, Silvia. Strategies of arbuscular mycorrhizal fungi when infecting host plants. **New Phytologist**, [s.i.], v. 130, p.3-21, 20 jan. 1995.
- BONFANTE-FASOLO, Paola. Anatomy and Morphology of Va Mycorrhizae. In: POWELL, Anton. **Va Mycorrhiza**. Boca Raton, Fl: Crc Press, 1984. p. 5-33.
- BOUGHALLEB, F.; HAJLAOUI, H. Physiological and anatomical changes induced by drought in two olive cultivars (cv Zalmati and Chemlali). **Acta Physiologiae Plantarum**,

v. 33, n. 1, p. 53–65, 2011.

BOUHAFIA, K. et al. Dynamics of macronutrients in olive leaves. **Journal of Plant Nutrition**, v. 41, n. 8, p. 956–968, 2018.

BRAGHIROLI, Felipe Luiz et al. Fungos Micorrízicos Arbusculares na Recuperação de Florestas Ciliares e Fixação de Carbono no Solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, [s.i.], v. 36, n. 1, p.733-743, mar. 2012.

BREMNER, J. M. Nitrogen-Total. In: SPARKS, D. L. ET AL (Ed.). . **Methods of Soil Analysis: Part 3—Chemical Methods**. 1. ed. Madison, EUA: Sssa Book, 1996. p. 1085–1121.

CALVENTE, R et al. Analysing natural diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in olive tree (*Olea europaea* L.) plantations and assessment of the effectiveness of native fungal isolates as inoculants for commercial cultivars of olive plantlets. **Applied Soil Ecology**, Granada, Spain, v. 26, n. 1, p.11-19, maio 2004.

CASTILLO, P. et al. Protection of olive planting stocks against parasitism of root-knot nematodes by arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant Pathology**, v. 55, n. 5, p.705-713, out. 2006.

CHATZISTATHIS, Theocharis et al. Colonization of Greek olive cultivars' root system by arbuscular mycorrhiza fungus: root morphology, growth, and mineral nutrition of olive plants. **Scientia Agricola**, Piracicaba, Brasil, v. 70, n. 3, p.185-194, jun. 2013.

CIOTTA, M. N. et al. Soil organic matter and cation exchange capacity increase in a low activity clay soil under no-tillage system. **Ciência Rural**, v. 33336, n. 6, p. 1161–1164, 2003.

CITERNESI, A. S.; VITAGLIANO, C.; GIOVANNETTI, M.. Plant growth and root system morphology of *Olea europaea*L. rooted cuttings as influenced by arbuscular mycorrhizas. **The Journal Of Horticultural Science And Biotechnology**, [s.i.], v. 73, n. 5, p.647-654, jan. 1998.

COMERFORD, N.b.. Soil Factors Affecting Nutrient Bioavailability. **Ecological Studies**, Flórida, Eua, v. 181, n. 1, p.1-14, dez. 2005.

CRUZ, C. . **GENES - Aplicativo computacional em genética e estatística**Viçosa, BrUFV, , 2013.

CZERNIAK, Marlon João; STÜRMER, Sidney Luiz. PRODUÇÃO DE INOCULANTE MICORRÍZICO ON FARM UTILIZANDO RESÍDUOS DA INDÚSTRIA FLORESTAL. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, Brasi, v. 38, n. 6, p.1712-1721, 6 nov. 2014.

DAG, Arnon et al. Nursery and post-transplant field response of olive trees to arbuscular mycorrhizal fungi in an arid region. **Crop & Pasture Science**, Israel, v. 60, n. 1, p.427-433, jan. 2009.

DANTAS, Jussara Silva et al. Interações entre grupos de microorganismos com a rizosfera. **Pesquisa Aplicada & Agrotecnologia**, Brasil, v. 2, n. 2, p.213-218, ago. 2009.

DODD, B. Y. J. C. et al. Activity associated with the roots and the rhizosphere of plants

infected with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 107, n. 1, p. 163–172, 1987.

DOMINGUEZ-NUÑEZ, J. A. et al. Mycorrhizal fungi: Role in the solubilization of potassium. In: **Potassium Solubilizing Microorganisms for Sustainable Agriculture**. New Delhi: Springer India, 2016. v. 1912p. 77–98.

DOMÍNGUEZ-NUÑEZ, J. A. et al. The influence of mycorrhization with *Tuber melanosporum* in the afforestation of a Mediterranean site with *Quercus ilex* and *Quercus faginea*. **Forest Ecology and Management**, v. 231, n. 1–3, p. 226–233, 2006.

DORAN, John W.; ZEISS, Michael R.. Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. **Applied Soil Ecology**, Lincoln, Ne, USA, v. 15, n. 1, p.3-11, 2000.

DREW, M. C.. Comparison of the Effects of a Localized Supply of Phosphate, Nitrate, Ammonium and Potassium on the Growth of the Seminal Root System, and the Shoot, in Barley. **New Phytologist**, Wantage, Englan, v. 75, n. 1, p.479-490, 17 mar. 1975.

EUROSTAT. **Agriculture, forestry and fishery statistics**. 2017. ed. Luxemburgo: European Union, 2017. 165 p. Disponível em: <<https://ec.europa.eu/eurostat/documents/3217494/8538823/KS-FK-17-001-EN-N.pdf/c7957b31-be5c-4260-8f61-988b9c7f2316>>. Acesso em: 22 nov. 2018.

FARZANEH, M. et al. Arbuscular mycorrhiza enhances nutrient uptake in chickpea. **Plant, Soil and Environment**, v. 57, n. 10, p. 465–470, 2011.

FERNÁNDEZ-ESCOBAR, R. et al. Sistemas de producción en olivicultura. **Olivae**, Madrid, v. 118, n. 1, p.55-68, nov. 2012.

FERNÁNDEZ-ESCOBAR, Ricardo et al. Nutrient Removal from Olive Trees by Fruit Yield and Pruning. **Hort Science**, v. 50, n. 3, p.474-478, 23 jan. 2015. (<http://hortsci.ashspublications.org/content/50/3/474.full>)

Food and Agriculture Organization (FAO). **Scarcity and degradation of land and water: growing threat to food security**. 2011. Disponível em: <<http://www.fao.org/news/story/en/item/95153/icode/>>. Acesso em: 01 out. 2018.

FREEMAN, Mark; URIU, Kyioto; HARTMANN, Hudson T.. Diagnosing and correcting nutrient problems. In: SIBBETT, G. Steven; FERGUSON, Louise (Ed.). **Olive Production Manual**. 2. ed. California, Eua: University Of California, 2005. Cap. 13.

GAMPER, Hannes et al. Arbuscular mycorrhizal fungi benefit from 7 years of free air CO₂ enrichment in well-fertilized grass and legume monocultures. **Global Change Biology**, [s.i.], v. 10, n. 2, p.189-199, fev. 2004.

GARCIA, K.; ZIMMERMANN, S. D. The role of mycorrhizal associations in plant potassium nutrition. **Frontiers in Plant Science**, v. 5, 2014.

GHIDIN, André Ademir et al. Topossequências de Latossolos originados de rochas basálticas no Paraná: II-relação entre mineralogia da fração argila e propriedades físicas dos solos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 2006.

GOMES, M. T. G. et al. Drought tolerance of passion fruit plants assessed by the OJIP

chlorophyll a fluorescence transient. **Scientia Horticulturae**, v. 142, p. 49–56, 2012.

GOOGLE EARTH (Estados Unidos) (Org.). **Localização das estufas**. 2018. Disponível em: <<https://www.google.com/intl/pt-PT/earth/>>. Acesso em: 17 dez. 2018.

HARRISON, Maria J.. Signaling in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. **Annual Review Of Microbiology**, New York, v. 59, n. -, p.19-42, 8 abr. 2005.

HERRMANN, Laetitia; LESUEUR, Didier. Challenges of formulation and quality of biofertilizers for successful inoculation. **Applied Microbiology And Biotechnology**, [s.i.], v. 97, n. 20, p.8859-8873, 15 set. 2013.

HOFFMANN, Lúcia Vieira; LUCENA, Valeska Silva. **Para Entender Micorrizas Arbusculares**. Campina Grande, Pb: Embrapa, 2006. 22 p. Documentos, 156. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/276480/1/DOC156.pdf>>. Acesso em: 26 ago. 2018.

HU, J. et al. Arbuscular mycorrhizal fungus enhances crop yield and P-uptake of maize (*Zea mays* L.): A field case study on a sandy loam soil as affected by long-term P-deficiency fertilization. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, n. 12, p. 2460–2465, 2009.

INE, PORTUGAL. INSTITUTO NACIONAL DE ESTATÍSTICA. (Ed.). **Estatísticas Agrícolas 2017**. 103. ed. Lisboa, Pt: Ine, 2017. 170 p. (Edição 2018).

JONES JR, J. B. **Laboratory guide for conducting soil tests and plant analysis**. 1. ed. London, New York, Washington Dc: Crc Press Llc, 2001.

KARLEN, D. L. et al. Soil Quality: A Concept, Definition, and Framework for Evaluation. **Soil Science Society Of America Journal**, Wisconsin, Madison, USA, v. 61, n. 1, p.4-10, out. 1997.

KOLLER, R. et al. Protozoa enhance foraging efficiency of arbuscular mycorrhizal fungi for mineral nitrogen from organic matter in soil to the benefit of host plants. **New Phytologist**, v. 199, n. 1, p. 203–211, 2013.

KUMARI, Meena et al. Association of am (arbuscular mycorrhizal) fungi in fruit crops production: A review. **The Pharma Innovation Journal**, Himachal Pradesh, India, v. 6, n. 6, p.204-208, maio 2017.

LANFRANCO, L.; BONFANTE, P.; GENRE, A. The mutualistic interaction between plants and arbuscular mycorrhizal fungi. **Microbiology Spectrum**, v. 4, n. 6, p. 1–20, 2016.

LEIFHEIT, E. F.; VERBRUGGEN, E.; RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizal fungi reduce decomposition of woody plant litter while increasing soil aggregation. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 81, p. 323–328, 2015.

LIEROP, W. VAN. Soil pH and lime requirement determination. In: WESTERMAN, R. L. (Ed.). **sssa book series: 3soil testing and plant analysis**. 3. ed. Madison, EUA: Soil Science Society of America, 1990. p. 73–120.

LIMA, Francisco de Sousa; SOARES, Ana Cristina Fermino; SOUSA, Carla da Silva. Ocorrência e atividade de fungos micorrízicos arbusculares em plantios de eucalipto (*Eucalyptus* sp.) no litoral norte da Bahia, Brasil. **Revista Árvore**, Viçosa MG, v. 37, n.

2, p.245-255, abr. 2013.

LU, C.; ZHANG, J. Ph plantotosynthetic CO₂ assimilation, chlorophyll fluorescence and photoinhibition as affected by nitrogen deficiency in maizes. **Plant Science**, v. 151, n. 2, p. 135–143, fev. 2000.

MADEIRA, M.; RICARDO, R. P. Complexo de troca, classificação e gestão dos Solos Ferralíticos de Angola. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 38, n. 3, p. 390–406, 2015.

MARSCHNER, H.; DELL, B.. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant And Soil**, [s.i.], v. 159, n. 1, p.89-102, fev. 1994.

MARSCHNER, P.; SOLAIMAN, Z.; RENGEL, Z. Growth, phosphorus uptake, and rhizosphere microbial-community composition of a phosphorus-efficient wheat cultivar in soils differing in pH. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 168, n. 3, p. 343–351, 2005.

MECHRI, Beligh et al. Colonization of olive trees (*Olea europaea* L.) with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus* sp. modified the glycolipids biosynthesis and resulted in accumulation of unsaturated fatty acids. **Journal Of Plant Physiology**, [s.i.], v. 171, n. 14, p.1217-1220, set. 2014.

MEDDAD-HAMZA, A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth of olive trees and their resistance to transplantation stress. **African Journal Of Biotechnology**, Algerie, v. 9, n. 8, p.1159-1167, fev. 2010.

MEKAHLIA, Mohamed Nacer; BEDDIAR, Arifa; CHENCHOUNI, Haroun. Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europaea*) across a xeric climatic gradient. **Advances In Environmental Biology**, Tebessa, Algeria, v. 9, n. 7, p.2166-2174, set. 2013.

MONTEIRO, Antonio Manuel. **A Oliveira**. Mirandela: Leader Iii, 1999. 155 p.

NOGUEIRA, M. A. et al. Mycorrhiza and soil bacteria influence extractable iron and manganese in soil and uptake by soybean. **Plant and Soil**, v. 298, n. 1–2, p. 273–284, 2007.

OPTI-SCINCESINC. **Os-30p+ chlorophyll fluorometer: Chlorophyll fluorescence**. Hudson, EUA Opti-sciences, 2012. Disponível em: <<https://geomor.com.pl/wp-content/uploads/2017/05/OS-30P-Manual.pdf>>

ORTAS, Ibrahim; BYKOVA, Alexandra. The Effect of Mycorrhiza Inoculation and Phosphorus Application on Phosphorus Efficiency of Wheat Plants. **Communications In Soil Science And Plant Analysis**, [s.i.], v. 49, n. 10, p.1199-1207, 11 abr. 2018.

OULEDALI, Sarra et al. Estimating the contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to drought tolerance of potted olive trees (*Olea europaea*). **Acta Physiologiae Plantarum**, [s.i.], v. 40, n. 5, p.80-93, 6 abr. 2018. Springer Nature.

PORRAS-SORIANO, Andrés et al. Arbuscular mycorrhizal fungi increased growth, nutrient uptake and tolerance to salinity in olive trees under nursery conditions. **Journal Of Plant Physiology**, Granada, Spain, v. 166, n. 13, p.1350-1359, set. 2009.

PORTELA, E.; LOUZADA, J. Deficiências de magnésio em solos e culturas do Norte de Portugal. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 30, n. 2, p. 67–86, 2007.

REEUWIJK, L. P. (Ed.). **Procedures for soil analysis**. 6. ed. Wageningen, Holanda: Isric, Fao Of The United Nations, 2002. 119 p.

REID, C. P. P. Mycorrhizas. In: LYNCH, J. M. (Ed.). **The rhizosphere**. Inglaterra: Wiley, 1990. Cap. 11. p. 281-315.

REIS, Pedro. **O olival em Portugal Dinâmicas, tecnologias e relação com o desenvolvimento rural**. Lisboa, Pt: Animar - Associação Portuguesa Para O Desenvolvimento Local, 2014. 40 p.

REMY, Winfried et al. Four hundred-million-year-old vesicular arbuscular mycorrhizae. **Proceedings Of The National Academy Of Sciences Of The United States Of America**, Columbus, OH, v. 91, n. 91, p.11841-11843, 24 ago. 1994.

RICHARDSON, A. E. Prospects for using soil microorganisms to improve the acquisition of phosphorus by plants. **Functional Plant Biology**, v. 28, n. 9, p. 897, 2001.

SILVA, C. F. da et al. Fungos micorrízicos arbusculares e proteína do solo relacionada à glomalina em área degradada por extração de argila e revegetada com eucalipto e acácia. **Ciência Florestal**, Santa Maria, Rs, Brasil, v. 22, n. 4, p.749-761, dez. 2012.

SIMS, J. T. Lime Requirement. In: SPARKS, D. . ET AL (Ed.). . **Methods of Soil Analysis: Part 3—Chemical Methods**. 1. ed. Madison, EUA: Sssa Book, 1996. p. 491–515.

SMITH, S.e.; READ, D.j. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3. ed. San Diego, CA: Academic Press, 2008. 769 p.

SOUZA, Vênia C. de et al. Estudos sobre fungos micorrízicos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, Pb, v. 10, n. 3, p.612-618, set. 2006.

STEVENSON, F. J.; COLE, M.a.. **Cycles of soil**. 2. ed. Illinois, Eua: John Wiley & Sons, Inc., 1999. 427 p.

TABATABAI, M. A.; BREMNER, J. M. Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 1, n. 4, p. 301–307, 1 nov. 1969.

TURNAU, K. **Heavy metal content and localization in mycorrhizal Euphorbia cyparissias zinc wastes in southern Poland** *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 1998.

VAN AARLE, I. M.; PLASSARD, C. Spatial distribution of phosphatase activity associated with ectomycorrhizal plants is related to soil type. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 2, p. 324–330, 2010.

VARGAS, L. K.; SCHOLLES, D.. Biomassa microbiana e produção de c-co2 e n mineral de um podzólico vermelho-escuro submetido a diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Porto Alegre, Brasil, v. 35, n. 24, p.36-42, jan. 2000.

VESSEY, J. Kevin. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. **Plant And Soil**, Winnipeg, Canadá, v. 255, n. 1, p.571-586, 27 mar. 2003.

VIEIRA, Vanessa Cristina Silva; MELLONI, Rogério; VIEIRA NETO, João. AVALIAÇÃO DA INTERAÇÃO MICORRÍZICA EM CULTIVARES DE OLIVEIRA (*Olea europea* L.). **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa Mg, v. 35, n. 6, p.1885-1892, dez. 2011.

WOLF, Benjamin. Improvements in the azomethine-H method for the determination of boron. **Communications In Soil Science And Plant Analysis**, Lauderdale, Florida, v. 5, n. 1, p.39-44, jan. 1974.

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

WU, Qiang-sheng; Y.N. Zou. INOCULATED MYCORRHIZAL METHOD OF TRIFOLIATE ORANGE. **International Journal Of Agriculture & Biology**, China, v. 14, p.266-270, jan. 2012.