



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**Universidade Federal de Alfenas / UNIFAL-MG**  
**Programa de Pós-graduação – Ciências Ambientais**

Rua Gabriel Monteiro da Silva, 714. Alfenas - MG CEP 37130-000  
Fone: (35) 3299-1379(Coordenação) / (35) 3299-1392 (Secretaria)  
<http://www.unifal-mg.edu.br/ppgca/>



**CARLOS CÉSAR GOMES JÚNIOR**

**ALTERAÇÕES MORFOFISIOLÓGICAS EM DOIS GENÓTIPOS DE MILHO**  
**(*Zea mays* L.) EM RESPOSTA A INOCULAÇÃO COM FUNGOS**  
**MICORRÍZICOS ARBUSCULARES.**

**Alfenas - MG**  
**2018**

**CARLOS CÉSAR GOMES JÚNIOR**

**ALTERAÇÕES MORFOFISIOLÓGICAS EM DOIS GENÓTIPOS DE MILHO  
(ZEA MAYS L.) EM RESPOSTA A INOCULAÇÃO COM FUNGOS  
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES.**

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do Título de Mestre em Ciências Ambientais pela Universidade Federal de Alfenas/UNIFAL-MG.

**Orientador:** Dr. Thiago Corrêa de Souza

**Coorientador:** Dr. Paulo César Magalhães

**Colaboradores:** Dr. Francisco Adriano S.

Dr. Romero Francisco V. C.

**Alfenas - MG  
2018**



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
Universidade Federal de Alfenas / UNIFAL-MG  
Programa de Pós-graduação – Ciências Ambientais  
Rua Gabriel Monteiro da Silva, 714 – Alfenas - MG – CEP 37120-001  
Fone: (35) 3497-2729 (Coordenação) / (35) 3706-9062 (Secretaria)  
<http://www.unifal-mg.edu.br/ppgca/>



CARLOS CÉSAR GOMES JÚNIOR

**"Alterações morfofisiológicas em dois híbridos de milho (*Zea mays* L.) em resposta a inoculação com fungos micorrízicos arbusculares"**

A Banca julgadora, abaixo assinada, aprova a Dissertação apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais pela Universidade Federal de Alfenas. Área de Concentração: Ciências Ambientais.

Aprovado em: 31 de julho de 2018.

Prof. Dr. Thiago Corrêa de Souza  
Instituição: UNIFAL - MG

Assinatura:

Profa. Dra. Amanda Ávila Cardoso  
Instituição: (PURDUE UNIVERSITY)

Assinatura:

Prof. Dr. Romero Francisco Vieira Carneiro  
Instituição: UNIFAL - MG

Assinatura:

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço a Deus por me conceder vida e saúde para concluir mais uma etapa importante da minha vida. A Maria mãe de Deus e ao meu padrinho Santo Antônio por interceder e levar minhas orações a Deus.

Aos meus pais Carlos César e Maria das Graças, esta vitória é para vocês.

Ao meu irmão Cássio e minha madrinha Armina pelo apoio incondicional.

Aos meus amigos da EMBRAPA: Dani, Gilberto, Roniel, Alyne pela amizade e carinho.

Aos funcionários e amigos da EMBRAPA e UNIFAL que contribuíram diretamente para a realização deste projeto.

Ao professor Dr. Romero, que além de me auxiliar nesse trabalho, foi o responsável por me apresentar a este universo maravilhoso dos fungos micorrízicos arbusculares.

Ao pesquisador da Embrapa Dr. Francisco pela amizade, atenção e ensinamentos.

Ao meu Coorientador Dr. Paulo César Magalhães, sinônimo de profissionalismo. Obrigado pela amizade durante todos esses anos, desde o técnico em química até esta etapa. Não tenho palavras para expressar meu agradecimento. Muito obrigado!

Ao meu orientador e amigo Thiago Corrêa de Souza, outro sinônimo de profissionalismo. Obrigado pelos ensinamentos desde 2011, no qual tive oportunidade de crescer profissionalmente e adentrar no universo da pesquisa científica. Muito obrigado por tudo!

A EMBRAPA MILHO E SORGO por ceder o espaço para o desenvolvimento deste trabalho.

À Universidade Federal de Alfenas, laboratório BIOGEN e ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais pela oportunidade oferecida.

A CAPES pela bolsa concedida.

A Fundação Jardim Botânico de Poços de Caldas pelo fornecimento do espaço para a multiplicação das espécies de fungos micorrízicos arbusculares.

A todos vocês, a minha gratidão!

“O lance está no ar, é só você gritar bem alto  
Mas se prepare, prepare  
Porque nada no mundo é de graça  
Você pode até ter medo  
Mas ande, caminhe, e só não pare, não pare.”

*(Rosa de Saron, Cassino Boulevard)*

## RESUMO

A interação entre plantas e fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) surge como uma nova técnica em busca de uma maior absorção de fósforo (P), resultando em melhor desenvolvimento de culturas como o milho (*Zea mays* L.) ao redor do mundo. Avaliar alterações morfofisiológicas em diferentes genótipos de milho inoculados com diferentes espécies de fungos micorrízicos, amplia as bases de entendimento desta simbiose. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de diferentes espécies de FMAs em dois genótipos de milho em duas doses de P no solo. O experimento foi conduzido em casa de vegetação e o delineamento experimental foi em blocos casualizados em esquema fatorial com 11 condições de inoculação (sem inóculo, nove espécies de FMAs e um MIX de espécies de fungos micorrízicos), duas doses de P no solo (30 e 60 mg.Kg<sup>-1</sup>), dois genótipos de milho (BRS 1010 e DKB 390), com 4 repetições por tratamento. Foram analisados parâmetros fisiológicos, morfológicos, e microbiológicos a fim de identificar as modificações e benefícios de cada espécie de FMAs para cada genótipo de milho. A taxa de colonização micorrízica diminuiu em condição de alto P para todas as espécies para o genótipo BRS 1010, diferentemente no genótipo DKB 390 em que a maior dose de P proporcionou o aumento da taxa de colonização para algumas espécies. A espécie *Rhizoglyphus amazonenses* gerou maior benefício para ambos os genótipos em condições de menor disponibilidade de P. A espécie *Fuscutata rubra* também apresentou maior benefício para o genótipo BRS 1010 na condição de maior disponibilidade de P. As plantas inoculadas com estas espécies não sofreram alterações nos seus parâmetros fisiológicos e conseqüentemente aumentaram sua biomassa vegetal. Entender os mecanismos e as modificações que os FMAs provocam em diferentes genótipos de milho em condições de menor ou maior disponibilidade de P se faz necessário, ajudando a estabelecer o manejo de P e melhorar as práticas agrícolas.

**Palavras-chave:** *Zea mays* L., Absorção de Nutrientes, Desenvolvimento de Plantas, Winrhizo

## ABSTRACT

The interaction between arbuscular mycorrhizal fungi and plants (AMF) emerges as a new technique in search of a higher absorption of phosphorus (P), resulting in better development of crops like maize (*Zea mays* L.) around the world. To evaluate morphophysiological changes in different maize genotypes inoculated with different species of mycorrhizal fungi broadens the understanding of this symbiosis. Thus, the objective of this work was to evaluate the effect of different AMF species on two maize genotypes at two soil P doses. The experiment was conducted in a greenhouse and the experimental design was randomized blocks in a factorial scheme with 11 inoculation conditions (no inoculum, nine AMF species and one MIX of mycorrhizal fungi species), two P doses (30 and 60 mg.Kg<sup>-1</sup>), two maize genotypes (BRS 1010 and DKB 390), with 4 replicates per treatment. Physiological, morphological, and microbiological parameters were analyzed in order to identify the modifications and benefits of each AMF species for each corn genotype. The mycorrhizal colonization rate decreased in high P condition for all species for the BRS 1010 genotype, differently in the DKB 390 genotype, where the higher P dose gave rise to the colonization rate for some species. The species *Rhizoglyphus amazonenses* generated greater benefit for both genotypes under conditions of lower availability of P. The species *Fuscutata rubra* also presented greater benefit for genotype BRS 1010 in the condition of greater availability of P. The plants did not change their physiological parameters and consequently increased their plant biomass. Understanding the mechanisms and modifications that AMFs provoke in different maize genotypes under conditions of lower or greater availability of P is necessary, helping to establish P management and improve agricultural practices.

**Key words:** *Zea mays* L., Nutrient Uptake, Plant Growth, Winrhizo.

**SUMÁRIO**

1. INTRODUÇÃO.....	9
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	11
2.1 <i>Importância do fósforo para o desenvolvimento das plantas.</i> .....	11
2.2 <i>Fungos Micorrízicos Arbusculares: modificações na arquitetura de raiz e seu papel na nutrição das plantas</i> .....	12
2.2.1 <i>Absorção de Fósforo e Nitrogênio por FMAs</i> .....	13
2.2.2 <i>Fotossíntese, Eficiência do fotossistema II e Teor de Clorofila</i> .....	13
3. JUSTIFICATIVA .....	15
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	16
<b>ANEXO A – ARTIGO: ALTERAÇÕES MORFOFISIOLÓGICAS EM DOIS GENÓTIPOS DE MILHO EM RESPOSTA A INOCULAÇÃO COM FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM DUAS DOSES DE FÓSFORO</b> .....	21



## 1. INTRODUÇÃO

A demanda por produtos agrícolas experimentou um grande crescimento na última década. Entre os anos de 2006 – 2016 o consumo total de cereais aumentou de 20 milhões de toneladas para mais de 500 milhões de toneladas em todo o mundo (FAO, 2017). Dentre estes cereais, o milho (*Zea mays* L.) cultivado no mundo inteiro, serve como matéria-prima de insumo para o setor de rações, para a alimentação humana e produção de biocombustíveis. No âmbito nacional o milho corresponde aproximadamente a 37% da produção nacional de grãos (CONAB, 2018). Dados do IBGE (2017) demonstram que no ano agrícola de 2017, a primeira safra do milho correspondeu a 41,8%, enquanto a segunda safra foi de 52,8% da produção total de grãos.

Devido à crescente demanda mundial por alimentos, novas áreas necessitam ser incorporadas ao setor agrícola, principalmente nas regiões tropicais. Essas regiões caracterizam-se por apresentar um solo com elevado teor de alumínio, baixa fertilidade e alta capacidade de adsorção do fósforo (P) (LANG, 2018). A deficiência em P acarreta modificações na fisiologia, morfologia e transporte de outros nutrientes na planta. O fósforo é um elemento essencial para a planta, pois faz parte de estruturas de ácidos nucleicos, fosfolipídios, enzimas e coenzimas, e está ligado diretamente ao metabolismo energético (GONZALES, 2014). Este fato contribui para o aumento do consumo de fertilizantes fosfatados para obter altas produtividades. Entretanto, o alto consumo pode acarretar problemas associados a eutrofização das águas e pode conter metais pesados como o cádmio, que pode se acumular em solos aráveis como resultado da adição de fosfato de rocha (VAN DE WIEL et al., 2016).

Pesquisas são realizadas para reduzir o alto consumo de fertilizantes fosfatados, no intuito de criar alternativas que sejam economicamente, ambientalmente e socialmente adequadas (MENDES 2012). Uma das alternativas é desenvolver plantas que sejam adaptadas a ambientes com baixos níveis de nutrientes no solo. O melhoramento de genótipos de culturas eficientes em P tem sido defendido devido ao seu custo relativamente baixo, proporcionando benefícios para sistemas de alto e baixo consumo de insumos (CAMPOS et al., 2018). Outra alternativa são as associações de plantas com microrganismos do solo, que promovem a absorção de água e nutrientes. Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) e as plantas superiores formam a associação mais disseminada em ecossistemas terrestre, oferecendo para as plantas

desde a nutrição mineral, resistência a patógenos e tolerância a estresses bióticos e abióticos (PALMIERI et al., 2017).

Estudos utilizando mais de um genótipo de milho e as várias espécies de FMAs devem ser realizados, uma vez que envolvem grande conhecimento multidisciplinar e os mecanismos que afetam esta simbiose ainda não são bem compreendidos (SMITH et al., 2015). Fatores envolvidos como o genótipo da planta, a diversidade funcional dos FMAs, compatibilidade e manejo do solo necessitam ser estudados (CAMPOS et al., 2018), servindo de base para programas de melhoramento genético.

Neste contexto, o objetivo deste trabalho foi: caracterizar em condições de casa de vegetação as alterações morfofisiológicas provocadas pelos FMAs em dois genótipos de milho em diferentes doses de P no solo e estabelecer uma relação entre os genótipos e as espécies de FMAs.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 *Importância do fósforo para o desenvolvimento das plantas.*

O fósforo é um dos seis macronutrientes para o desenvolvimento da planta, desempenhando um papel importante na produção, transferência e armazenamento de energia via ATP e NADPH, em todos os processos biológicos. No solo, o P é dividido em dois grandes grupos: o fósforo inorgânico, onde as plantas são capazes de absorver, e fósforo orgânico, que deve ser mineralizado para que as plantas possam absorvê-lo (MENDES, 2012). Este nutriente representa 0,2% do peso seco da planta, sendo o macronutriente mais abundante após o nitrogênio (N), entretanto a quantidade de P disponível para a planta é finita (BOVILL et al. 2013) necessitando de técnicas para melhorar a eficiência de absorção de P na planta.

As plantas tipicamente respondem à deficiência de P alterando a morfologia da raiz e a fisiologia da planta inteira de uma maneira que tende a aumentar a capacidade de aquisição de P e preservar a sobrevivência das plantas (Pang et al., 2015). Limitações na disponibilidade de P no início do ciclo vegetativo, podem resultar em restrições no desenvolvimento das plantas. Zhang et al. (2018) encontraram uma diminuição da área foliar e da taxa fotossintética líquida em condição de restrição de P no solo em milho. Segundo estes autores a deficiência de P na folha pode reduzir a regeneração da rubisco e conseqüentemente a redução da taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, limitando assim a taxa fotossintética e o acúmulo de amido, resultando em prejuízos a bioamassa da planta.

A deficiência foliar em P também afeta o transporte de elétrons entre o fotossistema II e o fotossistema I (CARTENSEN, 2018). Fridenvang et al (2015) observaram em plantas de cevada que a deficiência de P causa perda da clorofila e diminui o rendimento quântico máximo do PSII (Fv/Fm) devido ao estresse fotooxidativo. Estes danos no fotossistema II podem acarretar em surgimento de espécies oxidativas de oxigênio (EROS), acarretando em uma maior degradação da clorofila (DE SOUZA et al., 2013).

Como consequência dos danos provocados no aparelho fotossintético da planta pela deficiência de P, o desenvolvimento da planta é afetado. A planta começa a alocar a maior parte do produto da fotossíntese para as raízes na tentativa de explorar o perfil do solo para amenizar a falta de P (CAMPOS, 2018). O status de P no solo é um dos principais fatores que modificam a arquitetura da raiz, sendo a relação raiz/parte aérea a

mudança mais evidente na maioria das plantas (GRUBER et al., 2013). Adaptações importantes são realizadas pelas plantas na morfologia da raiz para acessar o perfil do solo com maior disponibilidade de P. O aumento de raiz adventícias, densidade de pelos radiculares, comprimento, diâmetro e área de superfície são as variações mais importantes (LYNCH, 2007; MIGUEL; POSTMA; LINCH, 2015).

## *2.2 Fungos Micorrízicos Arbusculares: modificações na arquitetura de raiz e seu papel na nutrição das plantas*

Existe uma ampla gama de associações na natureza das quais a associação simbiótica é a mais evolucionária, onde ambos os parceiros são mutuamente beneficiados. Dentre as associações conhecidas, os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) é a mais comum, encontrada em mais de 80% das espécies das plantas e na maioria das espécies agrícolas (SMITH E READ, 2008; BRUNDRETT, 2009). Os FMAs (subfilo Glomeromicota) quando associados a raízes das plantas podem fornecer um sistema de forrageamento (capacidade de exploração do perfil do solo) para melhorar a aquisição de nutrientes (particularmente P) e água, melhora na tolerância a estresses abióticos e bióticos em troca de parte dos fotoassimilados da planta para o crescimento e reprodução dos fungos (JUNG et al., 2012; SANTANDER et al., 2017).

Há uma interação complexa entre a arquitetura de raiz e os FMAs, influenciando como as plantas respondem a colonização micorrízica (CAMPOS, 2018). Sugere-se que as espécies com sistemas radiculares caracterizados por baixo comprimento e densidade de pelos radiculares apresentem maior taxa de colonização, especialmente sob condições de restrição de P (SMITH E READ, 2008). A arquitetura do sistema radicular também é modificada após o estabelecimento da simbiose, especialmente por meio de alguns exudados fúngicos conhecidos como myc-fatores (MUKHERJEE E ANÉ, 2011), em que a formação de raízes laterais é a mais afetada, tornando as raízes mais ramificadas, aumentando assim o número de locais adequados para a colonização (GALINDO-CASTAÑEDA, 2018). As plantas inoculadas com FMAs alocam uma proporção significativa de produtos fotossintéticos ao seu sistema radicular para apoiar o crescimento dos fungos, entretanto os FMAs estimulam a planta hospedeira a alterar a locação de fotoassimilados na planta, aumentando a taxa de fotossíntese líquida e área fotossintética ativa, resultando em uma maior biomassa vegetal e assim sustentando o processo simbiótico (Liu et al., 2018).

### 2.2.1 *Absorções de Fósforo e Nitrogênio por FMAs*

A relação simbiótica entre FMAs e plantas fornece uma via eficaz pelo qual o P é retirado do solo e transferido diretamente para a raiz, reduzindo o efeito da depleção de P na rizosfera e ajudando a nutrição da planta (BASU et al., 2018). A troca de P entre o fungo e o hospedeiro é um processo rigidamente controlado mediado por proteínas de transporte de membrana, como o transporte de fosfato (BUCHER, 2007). Nesse sentido, Smith et al. (2015) relatam que em trigo, os FMAs contribuem para a absorção de P em até 21% do total de P na planta em condições de campo, exibindo uma maior eficiência do uso do P quando comparadas com as plantas não micorrizadas.

O padrão de assimilação de N varia significativamente dependendo do fungo e da planta, permitindo uma alocação diferente dos produtos da fotossíntese (Zhang et al., 2014). A redução do nitrato e a assimilação do amônio ocorrem em raízes de plantas e tecidos verdes, principalmente folhas, onde a fotossíntese fornece a grande quantidade de energia para sintetizar os compostos orgânicos de N. Em FMAs, o nitrato pode ser absorvido e reduzido dentro das hifas pela via de redução de assimilação fúngica fazendo com que aconteça um equilíbrio entre a mineralização de N e a demanda de N pela planta (DI MARTINO, 2018).

### 2.2.2 *Fotossíntese, Eficiência do fotossistema II e Teor de Clorofila*

Os FMAs possuem hifas com diâmetro entre (20-50  $\mu\text{m}$ ) facilitando o acesso a poros do solo que os pelos radiculares não conseguem atingir (SMITH E READ, 2008). As hifas dos FMAs podem melhorar a eficiência de absorção de água e nutrientes em comparação com raízes não colonizadas (CAMPOS, 2018). Este acesso ameniza o estresse abióticos sofridos pelas plantas, como déficit hídrico, salinidade e deficiência de nutrientes.

Estudos realizados em milho sob condições de seca, foi verificado que os FMAs aumentaram significativamente a circulação de água nas plantas pela via apoplástica em comparação com as plantas sem inoculação (BÁRZANA et al., 2012). Quiroga et al.

(2018) verificaram que os FMAs aumentaram a biomassa vegetal da planta de milho devido a manutenção da fotossíntese. Estes autores verificaram também um aumento na capacidade de fixação do CO<sub>2</sub> onde a atividade da rubisco foi aumentada.

A clorofila é essencial para a fotossíntese das plantas, permitindo obter energia através da luz (ZAI et al., 2012), mas sob condições de estresses abióticos (seca, salinidade, deficiência nutricional) os conteúdos de clorofila diminuem, principalmente por danos no fotossistema II provocando a formação de EROS (GUO, et al., 2014). Em estudos recentes com milho sob estresse salino, os FMAs aumentaram o conteúdo de clorofila nas plantas devido a redução da atividade enzimática que degrada a clorofila além de não apresentarem danos nos centros de reações do fotossistema II (XU, 2018).

### 3. JUSTIFICATIVA

O milho, uma das gramíneas de maior importância econômica mundial na agricultura em função do seu potencial produtivo e valor nutricional, é cultivado em países de clima tropical, subtropical e de clima temperado. Em regiões tropicais, o solo apresenta um baixo potencial nutricional, além de existir uma "barreira química" do alumínio que impede que o sistema radicular da planta, alcance grandes profundidades. Além destes aspectos, são solos que, em condições naturais, apresentam baixos níveis de P. Buscando na literatura, pode-se encontrar informações de que a deficiência de P acarreta danos na fisiologia e morfologia das plantas.

Os FMAs surgem como uma alternativa para amenizar o estresse gerado pela deficiência de P no solo. Entretanto, é necessário um maior conhecimento sobre o papel desempenhado pelos FMAs, os benefícios para a planta e as alterações morfofisiológicas provocados pela associação simbiótica. Este estudo permite identificar os mecanismos e as modificações que os FMAs provocam nas plantas de milho em condições de menor ou maior disponibilidade de P, ajudando a estabelecer o manejo de P e futuramente melhorar as práticas agrícolas, evitando o desperdício de insumos e evitando a contaminação do solo e da água.

#### 4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BASU, S.; RABARA, R. C.; NEGI, S. AMF: The future prospect for sustainable agriculture. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, v. 102, p. 36-45, 2018.

BÁRZANA, G.; AROCA, R.; PAZ, J.A.; CHAUMONT, F.; MARTINEZ-BALLESTA, M.C.; CARVAJAL, M.; RUIZ-LOZANO J.M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions *Annals of Botany.*, v. 109, p.1009-1017, 2012.

BOVILL W. D., HUANG C. Y., MCDONALD G. K. Genetic approaches to enhancing phosphorus-use efficiency (PUE) in crops: challenges and directions. *Crop Pasture Science* V.64, p.179–198, 2013.

BRUNDRETT M. C. Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant Soil* v.320, p.37–77, 2009.

Bucher, M. Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces *New Phytologist*, v.173, p. 11-26, 2007.

CAMPOS, Pedro, et al. "Phosphorus acquisition efficiency related to root traits: Is mycorrhizal symbiosis a key factor to wheat and barley cropping ?" *Frontiers in Plant Science* v.9 (2018).

CARSTENSEN, A. et al. The impacts of phosphorus deficiency on the photosynthetic electron transport chain. *Plant Physiology*, 2018.

CONAB. COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Acompanhamento safra brasileira de grãos** V. 5 - SAFRA 2017/18- N.º 4 - Quarto levantamento | JANEIRO 2018.



DE SOUZA, T. Corrêa et al. Morphophysiology, morphoanatomy, and grain yield under field conditions for two maize hybrids with contrasting response to drought stress. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 35, n. 11, p. 3201-3211, 2013.

DI MARTINO, C. et al. Regulation of mycorrhiza development in durum wheat by P fertilization: Effect on plant nitrogen metabolism. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 181, n. 3, p. 429-440, 2018.

FAO (2017) Perspectivas Agrícolas 2017-2026 Disponível em: <http://www.fao.org/3/a-i7465s.pdf> (Acessado em: 19/07/2018).

FRYDENVANG, Jens et al. Sensitive Detection of Phosphorus Deficiency in Plants Using Chlorophyll a Fluorescence. **Plant Physiology**, v. 169, n. 1, p. 353, 2015.

GALINDO- CASTAÑEDA, T.; BROWN, K. M.; LYNCH, J. P. Reduced root cortical burden improves growth and grain yield under low phosphorus availability in maize. **Plant, Cell & Environment**, 2018.

GUO, R., ZHOU J., HAO W. P, GU F. X., LIU Q., LI, H. R. XIA X., MAO, L. L. Germination, growth, chlorophyll fluorescence and ionic balance in linseed seedlings subjected to saline and alkaline stresses. **Plant Production Science**, v.17,p.20-31, 2014.

GRUBER, B. D.; GIEHL R. F.; FRIEDEL, S.; VON WIRÉN, N. Plasticity of the Arabidopsis root system under nutrient deficiencies. **Plant Physiology**, v.163, p.161-79, 2013.

GONZÁLES, G. B. **Regulación por micorrizas arbusculares de la fisiología y las acuaporinas de maíz (Zea mays L.) em relación con la tolerancia de la planta hospedadora al déficit hídrico**. Tese (Doctorado en Biología Fundamental y de Sistemas) – Universidad de Granada, Granada, 2014.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). Produção agrícola. **Levantamento sistemático da produção agrícola**. 2017.

JUNG S. C.; MARTINEZ-MEDINA A.; LOPEZ-RAEZ J.A.; POZO M. J. Mycorrhiza-induced resistance and priming of plant defenses. **Journal Chemical Ecology**, v. 38, p. 651-64, 2012.

LANG, M. et al. Long-term phosphorus application to a maize monoculture influences the soil microbial community and its feedback effects on maize seedling biomass. **Applied Soil Ecology**, v. 128, p. 12-22, 2018.

LIU, C. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate abiotic stresses in potato plants caused by low phosphorus and deficit irrigation/partial root-zone drying. **The Journal of Agricultural Science**, p. 1-13, 2018.

LYNCH J. P. Roots of the second green revolution. **Australian Journal Botanica**. v. 55, p. 1–20, 2007.

MENDES, F. F. **Controle genético da eficiência no uso do fósforo em milho tropical**. Tese Doutorado. Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2012.

MIGUEL, M. A.; POSTMA, J. A.; LYNCH, J. Phen synergism between root hair length and basal root growth angle for phosphorus acquisition. **Plant Physiology**, p. pp. 00145.2015, 2015.

MUKHERJEE, A.; ANÉ, J. M. Germinating spore exudates from arbuscular mycorrhizal fungi: molecular and developmental responses in plants and their regulation by ethylene. **Mol Plant Microbe Interact**. v. 24, p. 260-70, 2011.

PALMIERI, D., VITULLO, D., DE CURTIS, F., LIMA, G. A microbial consortium in the rhizosphere as a new biocontrol approach against fusarium decline of chickpea. **Plant Soil** v.412, p. 425–439, 2017.

PANG, J.; YANG, J.; LAMBERS, H.; TIBBETT, M.; SIDDIQUE, K. H.; RYAN, M. H. Physiological and morphological adaptations of isolated herbaceous perennial legumes access the sources of soluble phosphate **Physiology Plantarum** v.154, p.511 – 525, 2015.

QUIROGA, Gabriela et al. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and salicylic acid regulate aquaporins and root hydraulic properties in maize plants subjected to drought. **Agricultural Water Management**, v. 202, p. 271-284, 2018.

SANTANDER C.; AROCA R.; RUIZ-LOZANO J. M.; OLAVE J.; CARTES P.; BORIE F.; CORNEJO P. Arbuscular mycorrhiza effects on plant performance under osmotic stress. **Mycorrhiza**. p.27, v. 639-657, 2017.

SMITH S.E.; READ D. J.; **Mycorrhizal Symbiosis**. 3rd Edn. Nova York.

SMITH S. E., MANJARREZ M., STONOR R., MCNEILL A., SMITH F. A. Indigenous arbuscular mycorrhizal (AM) fungi contribute to wheat phosphate uptake in a semi-arid field environment, shown by tracking with radioactive phosphorus. **Agriculture Ecosystems & Environment with Applied Soil Ecology** V.96, p.68–74, 2015.

VAN DE WIEL C. C. M., VAN DER LINDEN C. G., SCHOLTEN O. E. (2016). Improving phosphorus use efficiency in agriculture: opportunities for breeding. **Euphytica** 207, 1–22

ZHANG, H. S., QIN, F. F., QIN, P., PAN, S. M. Evidence that arbuscular mycorrhizal and phosphate solubilizing fungi alleviate NaCl stress in the halophyte *Kosteletzkya virginica*: nutrient uptake and ion distribution within root tissues. **Mycorrhiza**, v. 24, p. 383–395, 2014.

ZHANG, T. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi improve plant growth of *Ricinus communis* by altering photosynthetic properties and increasing pigments under drought and salt stress. **Industrial Crops and Products**, v. 117, p. 13-19, 2018.

XU, H.; LU, Y.; TONG, S. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on photosynthesis and chlorophyll fluorescence of maize seedlings under salt stress. **Emirates Journal of Food and Agriculture**, p. 199-204, 2018.

ZHANG, W. et al. The role of phosphorus supply in the maximization of leaf area, photosynthetic rate, coordinated to grain yield of summer corn. **Field Crops Research**, v. 19, p. 113-119, 2018.

**ANEXO A – ARTIGO: ALTERAÇÕES MORFOFISIOLÓGICAS EM DOIS GENÓTIPOS DE MILHO EM RESPOSTA A INOCULAÇÃO COM FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM DUAS DOSES DE FÓSFORO**

## **Alterações morfofisiológicas em dois genótipos de milho em resposta a inoculação com fungos micorrízicos arbusculares em duas doses de fósforo**

**Carlos César Gomes Júnior, Thiago Corrêa de Souza**

**Resumo:** Ampliar o conhecimento das alterações morfofisiológicas provenientes da interação das plantas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) possibilita consolidar a técnica da inoculação destes microsimbiontes, sobretudo em culturas agrícolas de grande interesse econômico ao redor do mundo como o milho. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de diferentes espécies de FMAs combinados a duas doses de fósforo (P) em dois genótipos de milho, sobre parâmetros morfofisiológicos do crescimento. O experimento foi conduzido em casa de vegetação com 7 tratamentos de inoculação (controle sem inoculação e seis espécies de FMAs), duas doses de P (30 e 60 mg kg<sup>-1</sup>), dois genótipos de milho (BRS 1010 e DKB 390). Foram analisados parâmetros fisiológicos, morfológicos, e microbiológicos a fim de identificar as modificações e benefícios de cada espécie de FMAs para cada genótipo. A taxa de colonização micorrízica foi menor em condição de alto P para todas as espécies de FMAs no genótipo BRS 1010; diferentemente do genótipo DKB 390, onde verificou-se maiores taxas de colonização micorrízica na maior dose de P para algumas espécies de FMA. A espécie *Rhizoglosum* sp2 promoveu maior benefício para ambos os genótipos na menor dose de P aplicada. A espécie *Fuscutata rubra* promoveu maior benefício para o genótipo BRS 1010 na condição de maior dose de P. As plantas não sofreram alterações nos seus parâmetros fisiológicos aumentando sua biomassa vegetal. As modificações que os FMAs provocam nas plantas de milho em condições de menor ou maior dose de P aplicadas são discutidos.

**Palavras-chave:** *Zea mays* L., Absorção de Nutrientes, Desenvolvimento de Plantas, WinRhizo

## 1- INTRODUÇÃO

O fósforo (P) é um elemento essencial para todas as formas de vida na Terra e o nutriente mineral mais importante para a produção agrícola, após o nitrogênio (N) (KHAN, et al. 2018). É um componente vital de ácidos nucleicos, fosfolipídios, divisão celular, fotossíntese, armazenamento de energia, produção de foto assimilados, respiração e fornecimento de energia a partir do ATP em todos os organismos (SHU e WU, 2017). Além disso, pode favorecer o enraizamento, perfilhamento e absorção dos demais nutrientes nas plantas (CAIONE et al., 2011). A produção de culturas como o milho para alimentação requer um suprimento adequado de P no solo, no entanto, o recurso de P é muito limitado em todo o mundo (WU, 2017).

A necessidade de uma melhor adaptação das culturas para a sobrevivência a estresses abióticos é uma questão de urgência (ARAUS et. al., 2012). Juntamente com as crescentes ameaças de mudanças climáticas, a fertilidade dos solos tropicais está cada vez mais crítica para a produção agrícola global (FAROOQ, 2011). Um dos caminhos mais eficazes para esta adaptação é encontrar genótipos cada vez mais adaptados a estas mudanças (GRACIA-ROMERO, 2018). Plantas que capturam nutrientes de forma mais eficiente podem ser desenvolvidas através de programas de melhoramento que otimizam a exploração do solo através de modificações radiculares, modificação da rizosfera ou através da simbiose micorrízica (GALINDO- CASTAÑEDA, 2018).

A inoculação de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) vêm sendo empregado como uma moderna estratégia, considerando os benefícios amplamente aceitos das simbioses na eficiência da nutrição (especialmente fósforo e micronutrientes), balanço hídrico, proteção a estresses bióticos e abióticos de plantas (DU JARDIN, .2015). A interação entre plantas e FMAs ocorrem naturalmente em aproximadamente 80% das espécies de plantas (SMITH E READ, 2008; BAUM, EL-TOHAMY, GRUDA, 2015).

A associação com os FMAs é considerada a estratégia mais comum adotada pelas plantas para lidar com condições de deficiência de P no solo e esta associação é fortemente influenciada pela disponibilidade deste nutriente (BEGGI et al., 2016). Os FMAs produzem hifas que aumentam a área de superfície de absorção de nutrientes. Estas estruturas possuem um menor diâmetro quando comparadas com o diâmetro das raízes das plantas, fazendo com que o acesso a nutrientes e água seja maior do que em plantas não micorrizadas (GONZALES, 2014; MACKAY et al., 2017).

Trabalhos têm demonstrado os efeitos benéficos que os FMAs trazem para as plantas. Estudos realizados por Olawuyi et. al. (2014) utilizando o milho como planta hospedeira, verificaram um aumento nas características agronômicas como altura de planta, número de folhas, número de entrenós, comprimento dos entrenós e diâmetro do caule. Além disso, a micorrização em plantas também levou a um aumento no teor de clorofila e não ocorreu alterações na eficiência do fotossistema II (ZHU et. al. 2012).

No contexto dos benefícios desta simbiose na eficiência da nutrição e busca de tecnologias para uma maior eficiência na absorção de P em milho, este trabalho teve o objetivo de avaliar a eficiência da inoculação com diferentes espécies de FMAs por meio de análise de características fisiológicas e agronômicas em dois híbridos de milho e em duas doses de P.

## **2 – MATERIAL E MÉTODOS**

### *Material Vegetal, material microbiológico, condições de crescimento e design experimental*

O trabalho foi conduzido em casa de vegetação na Embrapa Milho e Sorgo (19°28' S, 44°15'08'' W, 732 m de altitude) sob condições semicontrolada com uma temperatura do ar de 28°C. Foi utilizado dois genótipos de milho: BRS 1010 (eficiente no uso de P) e DKB 390 (não eficiente no uso de P). Esta eficiência está ligada a estratégias morfológicas, bioquímicas e simbióticas que aumentam a capacidade de aquisição de P e ou melhoram a eficiência de utilização interna desse nutriente (PARENTONI, S. N., MENDES, F. F., GUIMARÃES, L. J. M., 2011).

Utilizaram-se tubetes com capacidade de 290 mL preenchidos até o volume de 250 mL, tendo como substrato amostra superficial de um Latossolo Vermelho Distrófico Típico. Este substrato foi previamente esterilizado em uma autoclave sob temperatura de 120°C, a pressão de 0,5 atm durante 2 horas para que não ocorresse nenhuma interferência de outros microrganismos. A adubação foi feita via solução nutritiva de Magnavaca (modificada, sem adição de P) (MAGNAVACA et al., 1987) contendo 3,5 mM de Ca(NO<sub>3</sub>), 1,0 mM de KNO<sub>3</sub>, 0,85 de Mg(NO<sub>3</sub>), 2,6 de NH<sub>4</sub>NO<sub>3</sub>, 0,12 de NaFeEDTA, 2,5 mM de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub>, 0,62 de CuSO<sub>4</sub>, 0,02 de Na<sub>2</sub>MoO<sub>4</sub>, 0,22 de ZnSO<sub>4</sub>, e foram definidas duas doses de P: 30 mg kg<sup>-1</sup> de solo e 60 mg kg<sup>-1</sup> de solo. Estas doses foram definidas para avaliar o desempenho dos FMAs em diferentes doses de P no solo e potencializar seus efeitos na planta seguindo a metodologia de Habte e Manjunath (1987).



Foram selecionadas 6 espécies de FMAs: *Acaulospora longula*, *Rhizoglyphus* sp2., *Rhizoglyphus heterosporum*, *Fuscutata rubra*, *Claroideoglyphus etunicatum* e *Rhizoglyphus clarus*. Estas espécies foram previamente multiplicadas em substrato a base de solo:areia (1:1) autoclavado, utilizando-se a *Brachiaria brizantha* como planta hospedeira. Todo substrato foi retirado e armazenado em geladeira a 4°C, sendo constituído o substrato inóculo, contendo glomerosporos, hifas e raízes colonizadas. Além das 6 espécies de FMA foi aplicado ainda um tratamento sem nenhum inoculante (NI), totalizando 7 tratamentos de inoculação.

Para a inoculação, estabeleceu-se uma medida de 30 cm<sup>3</sup> de substrato inóculo que foi utilizado para todas as espécies de FMAs no momento do plantio, independentemente da quantidade de glomerosporos de cada substrato inóculo. Assim, no plantio foram colocados 30 cm<sup>3</sup> deste, a semente e uma camada de terra para cobrir a semente, em sequência. Após cinco dias as sementes germinaram e o ensaio foi conduzido até o estágio V5. Todos os tratamentos fitossanitários necessários à cultura foram aplicados.

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso em esquema fatorial 7 x 2 para cada genótipo de milho, sendo: sete condições de inoculação (sem inoculação (NI) e seis espécies de FMAs) e duas doses de P no solo, totalizando 14 tratamentos e quatro repetições para cada tratamento.

#### *Características Fisiológicas e teor de N e P*

Após 40 dias à germinação, as características fisiológicas foram avaliadas no período da manhã entre 08h e 10h. O índice de clorofila foi determinado na última folha expandida da planta por um clorofilômetro portátil (SPAD) (Minolta SPAD 502 Osaka, Japan). Programas de melhoramento genético utilizam como base o nível de verde da folha (índice de clorofila) para a identificação de genótipos tolerantes a estresses abióticos (ARAUS et. al., 2012).

A eficiência quântica máxima do fotossistema II (Fv/Fm) foi determinada em folhas adaptadas ao escuro durante 20 minutos por meio de um fluorímetro (Plant Efficiency Analyser, Hansatech Instruments King's Lynn, UK). O acondicionamento das folhas (última folha totalmente expandida) foi realizado com a ajuda de cliques foliares, e a intensidade de luz no sensor foi de 60% da capacidade total do aparelho, durante 5 segundos em cada leitura.

As amostras de parte aérea e raiz após a pesagem, foram moídas e o teor de N e P foi quantificado por espectrometria de Emissão Plasma, ICP – modelo Shimadzu 1014 (DA SILVA, et al.,2008). Também foi feito a eficiência do uso interno de P (EIP) seguindo a metodologia proposta por Moll et al. (1991), dividindo a massa seca da parte aérea pelo teor do nutriente foliar.

#### *Características Morfológicas*

Para as características morfológicas foram avaliadas: altura de planta (PH) utilizando uma régua graduada, o diâmetro do caule (PD) utilizando um paquímetro digital e mensurado ao nível do solo e a área foliar total da planta (LA) medida por meio de um leitor de área foliar (LI-3100C, Nebraska, USA). A parte aérea das plantas foi acondicionada em sacolas de papel e submetidas à secagem em estufa com circulação forçada de ar, a 70°C, durante 72 horas, onde depois foi avaliada a massa seca da parte aérea (SDM) em uma balança eletrônica digital.

As raízes foram lavadas e armazenadas em álcool 70%. Foi coletado 0,5g de raiz para a quantificação de taxa de colonização por FMAs e o restante das raízes foi usado para as avaliações morfológicas do sistema radicular. Foi utilizado o sistema informatizado WinRhizo Pro 2007a (Regent Instruments, Sainte-Foy, QC, Canada.), sendo mensurados o comprimento total de raiz, diâmetro médio de raiz, volume total de raiz e área total de superfície de raízes. Após as avaliações, as raízes das plantas foram colocadas em sacolas de papel e submetidas à secagem em estufa com circulação forçada de ar, a 70°C, durante 72 horas, onde depois foi realizada a pesagem da massa seca de raiz (RDM) em uma balança eletrônica digital.

Avaliou-se o comprimento, área superficial e volume por classes de diâmetro (0-4.5 mm) nos tratamentos sem inoculação (NI) e na espécie *Rhizoglyphus* sp2 que mais se destacou nas análises. Avaliou-se também a relação raiz/parte aérea (RDM/SDM), dividindo-se o RDM pelo SDM para saber onde a planta alocou a maior parte dos seus fotoassimilados.

#### *Características Microbiológicas*

As raízes foram lavadas em água corrente, clarificadas com KOH (10%) em temperatura ambiente por 24 horas e coradas com azul de Trypan (0,05%) (PHILLIPS; HAYMAN, 1970). Amostras com raízes muito pigmentadas foram tratadas com H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> durante 10 min antes da coloração com azul de Trypan. A taxa de colonização

micorrízica (MCT) foi estimada utilizando o método de “magnified gridline intersection” modificado (MCGONIGLE et al., 1990).

#### *Análise dos dados*

Para a análise estatística dos resultados, foi utilizada a análise de variância (ANAVA) e o teste de comparação de médias Scott Knott, a 5% de significância ( $P \leq 0.05$ ), no programa Sisvar versão 5.6 (Universidade Federal de Lavras, Lavras, Brasil).

### **3 - RESULTADOS**

#### *Características Microbiológicas*

Para o genótipo BRS 1010 a taxa de colonização foi influenciada pela dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> de P (Tabela 1) ocorrendo uma redução para todas as espécies. Entretanto para o genótipo DKB 390 quando inoculado com a espécie *Rhizoglossum* sp2 ocorreu um aumento da taxa de colonização na dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> de P (Tabela 1).

#### *Características Morfológicas*

A espécie *Rhizoglossum* sp2 proporcionou maior LA para o genótipo BRS 1010 e DKB 390 na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> de P (Tabela 2). Esta espécie também resultou em maior PD, PH e SDM para o genótipo BRS 1010 e maior PD e SDM para o genótipo DKB 390 (material suplementar, tabela 1). Na dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> de P as espécies *R. heterosporum* e *F. rubra* proporcionaram maior LA para o genótipo BRS 1010 (Tabela 2), entretanto somente a espécie *F. rubra* promoveu maior PD e PH (material suplementar, tabela 1). Para o genótipo DKB 390, a espécie *F. rubra* e *R. clarus* apresentaram maior área foliar na dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> de P (Tabela 2).

Para a relação RDM/SDM, a espécie *Rhizoglossum* sp2 apresentou menor relação quando comparada as demais espécies para o genótipo BRS 1010 na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> (Tabela 2) demonstrando menor investimento de fotoassimilados nas raízes, corroborando com o resultado encontrado no RDM (material suplementar, tabela 1). Esta espécie também apresentou menor comprimento de raiz, área superficial e volume de raiz (Figura 1). Entretanto, esta espécie demonstrou comportamento diferente para o genótipo DKB 390 que na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> apresentou maior RDM/SDM (Tabela 2), um investimento de 66% maior de fotoassimilados que o tratamento controle em RDM (material suplementar, tabela 1). Este resultado justifica o genótipo ter apresentado maior desenvolvimento radicular na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> (Figura 2).

Analisando o comportamento de raízes distribuídas por classe de diâmetro, observou-se que o genótipo BRS 1010 inoculado com a espécie *Rhizoglyphus* sp2 na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> de P teve menor comprimento de raízes finas quando comparado com o tratamento sem inoculação nas duas doses de P (Figura 3), diferentemente do genótipo DKB 390 que inoculado com esta mesma espécie mostrou maior comprimento de raízes finas (Figura 3). Analisando a área superficial e o volume, a espécie contribuiu para maior área superficial e volume de raízes finas (Figura 3).

#### *Características Fisiológicas e teor de N e P*

O índice teor de clorofila variou de acordo com a espécie utilizada. Ao compararmos com o tratamento sem inoculação, a espécie *Rhizoglyphus* sp2 sempre esteve entre as que promoveram aumento no índice de clorofila para ambos os genótipos nas duas doses de P (Tabela 2). Esta espécie também contribuiu para maior eficiência do fotossistema II para ambos os genótipos na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> de P quando comparado ao tratamento controle (Tabela 3).

O teor foliar de P também variou de acordo com a espécie utilizada. Na dose de 30 mgkg<sup>-1</sup> as espécies aumentaram o teor de P para o genótipo BRS 1010 e DKB 390 em relação ao tratamento sem inoculação (Tabela 3). Nesta mesma dose, a espécie *Rhizoglyphus* sp2 melhorou a eficiência do uso interno de P para ambos os genótipos (Figura 4). Na dose de 60 mgkg<sup>-1</sup> as espécies contribuíram para o aumento do teor de P para genótipo DKB 390, enquanto para o genótipo BRS 1010, somente a espécie *A. longula* não contribuiu para uma maior absorção de P (Tabela 3). As espécies também contribuíram para o aumento no teor de N para o genótipo BRS 1010 na menor dose de P quando comparada ao tratamento sem inoculação (Tabela 3), diferentemente para o genótipo DKB 390 onde não houve contribuição das espécies. Esta melhora não foi tão evidente para ambos os genótipos na maior dose de P (Tabela 3).

## **4 – DISCUSSÃO**

A redução da taxa de colonização em ambos os genótipos é comum acontecer quando se aumenta a disponibilidade de P no solo. Segundo Pedone-Bomfin et al. (2018) a alta disponibilidade de P no solo pode resultar em uma colonização mais baixa, devido a um maior crescimento radicular e conseqüentemente redução da proporção de raízes colonizadas em relação à proporção de raiz não colonizada. Para o genótipo DKB

390, verificou-se que as espécies *A. longula* e *Rhizogloium* sp2 aumentaram a sua taxa de colonização, sugerindo haver claramente espaço para mais de uma espécie FMA em promover estratégias alternativas para suprir sua deficiência nutricional.

Os danos provocados pela deficiência nutricional ao aparelho fotossintético da planta, resulta em uma menor utilização da energia luminosa e consequentemente uma menor eficiência fotoquímica para a fixação do CO<sub>2</sub>, resultando em um menor desenvolvimento da planta (RUIZ-LOZANO, 2018). Independente do genótipo de milho, as plantas ao serem inoculadas com a espécie *Rhizogloium* sp2, não sofrem danos na sua atividade fotoquímica e no índice teor de clorofila, destacando-se das demais espécies de FMAs sobretudo na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> de P. Este resultado pode estar ligado diretamente a melhor eficiência do uso interno de P que esta espécie proporcionou para ambos os genótipos, reduzindo assim os danos no aparelho fotossintético da planta.

A espécie *Rhizogloium* sp2 além de mostrar um aumento de PD e PH, apresentou ganho de 42% e 28% em LA para os genótipos BRS 1010 e DKB 390, respectivamente, quando comparado ao tratamento sem inoculação na menor dose de P. A espécie *Fuscutata rubra* apesar da baixa taxa de colonização também promoveu incremento em PD e PH. Esta espécie também promoveu incremento de 5% para o genótipo BRS 1010 na dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> quando comparado ao tratamento sem inoculação. Este maior desenvolvimento pode estar ligado a manutenção equilibrada da atividade fisiológica da planta e absorção de nutrientes, principalmente P e N. Os FMAs possuem a característica de aumentar a absorção de água e nutrientes devido ao pequeno diâmetro das hifas (20-50 µm) que permite o acesso aos microporos do solo que não podem ser explorados pelas raízes das plantas (LIU et al., 2018), amenizando os estresses abióticos sofridos e melhorando o rendimento das culturas. Pesquisas realizadas por Quiroga et al. (2017) revelaram que plantas de milho inoculadas com FMAs sob estresse hídrico melhoraram a eficiência do fotossistema II em 72% no genótipo sensível a seca, indicando que o aparelho fotoquímico não perdeu sua funcionalidade na conversão de luz, resultando em uma maior produção de biomassa vegetal.

Modificações induzidas por micorrizas sobre a morfologia radicular ainda são pouco compreendidas e parecem variar de acordo com as espécies de FMAs e o hospedeiro (FUSCONI, 2014). Para uma disponibilidade reduzida de P no solo, a maioria das espécies aloca mais biomassa no comprimento das raízes finas com o

objetivo de promoverem uma maior absorção de P (LAMBERS et al., 2015). Tal comportamento foi verificado no genótipo BRS 1010 com a inoculação da espécie *Fuscutata rubra*, onde detectou-se um menor diâmetro de raiz e um maior comprimento radicular.

No genótipo BRS 1010, a espécie *Rhizoglonus* sp2 apresentou menor RDM/SDM para a condição de baixo P, indicando maior investimento de fotoassimilados para a parte aérea. Este fato é justificado ao verificar que ocorreu diminuição no comprimento, diâmetro, área superficial e volume de raiz. As plantas inoculadas com FMAs alocam uma proporção significativa de produtos fotossintéticos ao seu sistema radicular para apoiar o crescimento dos fungos, por outro lado os FMAs estimulam a planta hospedeira a alterar a locação de fotoassimilados na planta, aumentando a taxa de fotossíntese líquida e área fotossintética ativa, resultando em uma maior biomassa vegetal e assim sustentando o processo simbiótico (LIU et al. 2018). Entretanto, o genótipo DKB 390 inoculado com esta mesma espécie, resultou em um maior desenvolvimento de raiz, corroborando com estudos realizados por CAMPOS (2018) que trabalhando com trigo, encontrou um aumento significativo do comprimento total radicular, mesmo com a inoculação com FMAs.

A espécie *Rhizoglonus* sp2 promoveu um comportamento diferenciado para cada genótipo de milho em relação ao comprimento de raiz por classe de diâmetro. O fato do genótipo BRS 1010 apresentar um menor comprimento de raízes finas quando comparado ao tratamento controle sem inoculação, pode estar ligado ao estímulo do FMA em alterar a alocação dos fotoassimilados para a parte aérea, permitindo que o fungo fique responsável pela maior parte de absorção de água e nutrientes. Diferentemente, para o genótipo DKB 390 verificou-se um maior comprimento de raízes mais finas devido a inoculação, quando comparado ao tratamento controle, sugerindo um maior investimento em raízes para melhor explorar o perfil do solo para obtenção de água e nutrientes. Este investimento em raízes finas também pode favorecer o aumento da taxa de colonização das raízes. GALINDO-CASTAÑEDA et al. (2018) verificaram em plantas de milho sob restrição de P no solo, uma modificação na arquitetura do sistema radicular, onde a formação de raízes finas contribuiu para o aumento do número de locais colonizados por FMAs.

Em ambos os genótipos de milho, a espécie *Rhizoglonus* sp2 proporcionou uma maior área superficial e um maior volume de raízes de menor diâmetro que o tratamento sem inoculação. Essas modificações também auxiliam na absorção de nutrientes e água

e melhoram a eficiência do uso destes nutrientes. Na caracterização de linhagens de milho para a tolerância a restrição de P no solo, Magalhães et al. (2011) relataram que o aumento da área superficial e o volume de raízes finas pode ajudar as plantas a obter nutrientes, melhorando sua eficiência global de absorção. De Souza et al. (2012) observaram que em milho sob alagamento também ocorreu um aumento dessas características nos genótipos tolerantes.

Apesar de uma baixa contribuição para o desenvolvimento das plantas, ao comparar com o tratamento sem inoculação, observou-se que algumas espécies contribuíram para o aumento de algumas características para o crescimento da planta. Para o genótipo BRS 1010 na dose de 30 mg kg<sup>-1</sup> de P, as espécies *A. longula*, *Claroideoglossum etunicatum* e *Rhizoglossum clarus* aumentaram significativamente a LA em 17%, 13% e 20%, respectivamente. Já na dose de 60 mg kg<sup>-1</sup> de P as espécies *R. heterosporum* e *R. clarus* proporcionaram um aumento significativo de 8% e 3% respectivamente, em LA. A resposta em colonização radicular para a inoculação com diferentes FMAs, pode diferir significativamente em um mesmo hospedeiro e, conseqüentemente, pode resultar em diferentes respostas de crescimento para uma mesma planta ou genótipo (CASTILLO et al., 2016; CAMPOS, 2018).

## 5 - CONCLUSÃO

A espécie *Rhizoglossum amazonenses* promove efeito benéfico sobre parâmetros morfofisiológicos tanto no genótipo BRS 1010 quanto no DKB 390, principalmente na dose 30 mg kg<sup>-1</sup> de P. Na dose 60 mg kg<sup>-1</sup> a espécie *Fuscutata rubra* promove os maiores benefícios para o genótipo BRS 1010. *Rhizoglossum sp2* e *Fuscutata rubra* auxiliam no desenvolvimento de híbridos de milho, por meio da modificação da morfologia da raiz. Estudos desta magnitude ajudam a entender os benefícios da associação entre plantas e FMAs, e contribuem para a consolidação da tecnologia da inoculação com FMAs em culturas agrícolas propagadas por sementes, sobretudo em condições de restrição nutricional.

## 6 - AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a Fundação Jardim Botânica de Poços de Caldas por disponibilizar estrutura física para a multiplicação das micorrizas, a EMBRAPA Milho e Sorgo por disponibilizar estrutura física para a execução da pesquisa e micorrizas.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

## 7 – REFERÊNCIAL TEÓRICO

Araus JL, Serret M D, Edmeades G (2012) Phenotyping maize for adaptation to drought. **Frontiers in physiology**, 3:305. <https://doi.org/10.3389/fphys.2012.00305>

Augé RM (2001) Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Mycorrhiza**, 11:3-42. <https://doi.org/10.1007/s005720100097>

Avila R, Magalhaes PC, De Alvarenga A, Lavinsky ADO, Campos C N, De Souza TC, Gomes Jr CC (2017) Drought-tolerant maize genotypes invest in root system and maintain high harvest index during water stress. **Embrapa Milho e Sorgo-Artigo em periódico indexado (ALICE)**.

<http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v15n3p450-460>

Baum C, El-Tohamy W, Gruda N (2015). Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: a review. **Scientia Horticulturae**, 187:131-141. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.03.002>

Beggi F, Hamidou F, Hash CT, Buerkert A (2016). Effects of early mycorrhization and colonized root length on low- soil- phosphorus resistance of West African pearl millet. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, 179:466-471. <https://doi.org/10.1002/jpln.201500501>

Campos P, Borie F, Cornejo P, López-Ráez JA, López-García Á, Seguel A (2018). Phosphorus acquisition efficiency related to root traits: Is mycorrhizal symbiosis a key



factor to wheat and barley cropping? **Frontiers in Plant Science**, 9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00752>

Caione G, Teixeira MTR, Lange A, Silva A F, Fernandes F M (2011). Modos de aplicação e doses de fósforo em cana-de-açúcar forrageira cultivada em Latossolo Vermelho-Amarelo. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, 9:1-11.

Castillo CG, Borie F, Oehl F, Sieverding E (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity: prospecting in Southern-Central zone of Chile. A review. **Journal of soil science and plant nutrition**, 16:400-422.

<http://dx.doi.org/10.4067/S071895162016005000036>

Da Silva RM, Milori D, Ferreira E, Ferreira E, Martin-Neto L (2008). Aplicação da espectroscopia de emissão ótica com plasma induzido por laser (LIBS) na quantificação de carbono em amostras de solo intacto. **Embrapa Instrumentação-Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**.

De Souza TC, De Castro EM, Magalhães PC, Alves ET, Pereira FJ (2012). Early characterization of maize plants in selection cycles under soil flooding. *Plant breeding*, 131:493-501. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0523.2012.01973.x>

De Souza TC, De Castro, EM, Magalhaes PC, Lino LDO, Alves ET, Albuquerque, PEP (2013). Morphophysiology, morphoanatomy, and grain yield under field conditions for two maize hybrids with contrasting response to drought stress. **Acta physiologiae plantarum**, 35:3201-3211.

<https://doi.org/10.1007/s11738-013-1355-1>

Du Jardin P (2015). Plant biostimulants: definition, concept, main categories and regulation. **Scientia Horticulturae**, 196:3-14.

Ecco M, Santiago EF, Richart A, Lima PR, Borsoi A Fluorescência da clorofila a em cana-de-açúcar inoculada com fungos micorrízicos arbusculares sob aplicação de fósforo. **Acta Iguazu**, 6:81-95.

Farooq M, Flower KC, Jabran K, Wahid A, Siddique KH (2011). Crop yield and weed management in rainfed conservation agriculture. **Soil and tillage research**, 117:172-183.

<https://doi.org/10.1016/j.still.2011.10.001>

Fusconi A (2013). Regulation of root morphogenesis in arbuscular mycorrhizae: what role do fungal exudates, phosphate, sugars and hormones play in lateral root formation? **Annals of Botany**, 113:19-33. <https://doi.org/10.1093/aob/mct258>

Galindo- Castañeda T, Brown KM, Lynch JP (2018). Reduced root cortical burden improves growth and grain yield under low phosphorus availability in maize. **Plant, cell & environment**.

<https://doi.org/10.1111/pce.13197>

González GB (2014) Regulacion por micorrizas arbusculares de la fisiologia y las acuaporinas de maiz (*Zea mays* L.) em relación con la tolerancia de la planta hospedadora al déficit hídrico. Dissertation – Universidad de Granada, Granada.

Gracia-Romero A, Vergara-Díaz O, Thierfelder C, Cairns JE, Kefauver SC, Araus JL (2018). Phenotyping conservation agriculture management effects on ground and aerial remote sensing assessments of maize hybrids performance in Zimbabwe. **Remote Sensing**, 10:349. <https://doi.org/10.3390/rs10020349>

Habte M, Manjunath A (1987). Soil solution phosphorus status and mycorrhizal dependency in *Leucaena leucocephala*. **Applied and Environmental Microbiology**, 53:797-801.

Khan A, Lu G et al. (2018). Phosphorus efficiency, soil phosphorus dynamics and critical phosphorus level under long-term fertilization for single and double cropping systems. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, 256:1-11.

<https://doi.org/10.1016/j.agee.2018.01.006>

Lambers H et al. (2015). Metabolic adaptations of the non-mycotrophic proteaceae to soils with low phosphorus. *Annual Plant Reviews*, **Phosphorus Metabolism in Plants**, 48:289.

<https://doi.org/10.1002/9781118958841.ch11>

Lavinsky AO, Magalhães PC, Ávila R, Gomes Jr CC, Carneiro NP (2015). Analysis of maize photosynthesis parameters and whole plant oxidative damage under long-term drought. **Embrapa Milho e Sorgo-Artigo**.

<http://dx.doi.org/10.4172/2329-8863.S1-007>

Boris L, Tomáš L (2018). Arbuscular mycorrhizae modify winter wheat root morphology and alleviate phosphorus deficit stress. **Plant, Soil and Environment**, 64:47-52.

<https://doi.org/10.17221/678/2017-PSE>

Liu C, Ravnskov S, Liu F, Rubæk G H, Andersen M N (2018). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate abiotic stresses in potato plants caused by low phosphorus and deficit irrigation/partial root-zone drying. **The Journal of Agricultural Science**, 156:46-58.

<https://doi.org/10.1017/S0021859618000023>

Mackay JE, Cavagnaro TR, Stöver DSM, Macdonald LM, Grønlund M, Jakobsen I (2017). A key role for arbuscular mycorrhiza in plant acquisition of P from sewage sludge recycled to soil. **Soil Biology and Biochemistry**, 115:11-20.

<https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2017.08.004>

Magalhães PC, De Souza TC, Cantão FRO. (2011). Early evaluation of root morphology of maize genotypes under phosphorus deficiency. **Plant Soil Environment**, 57:135-138.

<https://doi.org/10.17221/360/2010-PSE>

Magnavaca, R, Gardner CO, Clark RB (1987). Evaluation of inbred maize lines for aluminum tolerance in nutrient solution. In **Genetic aspects of plant mineral nutrition** (pp. 255-265). Springer, Dordrecht. [https://doi.org/10.1007/978-94-009-3581-5\\_23](https://doi.org/10.1007/978-94-009-3581-5_23)

McGonigle TP, Miller MH, Evans DG, Fairchild GL, Swan, JA (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular—arbuscular mycorrhizal fungi. **New phytologist**, 115:495-501.

<https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x>

Miguel MA, Postma JA, Lynch J (2015). Phene synergism between root hair length and basal root growth angle for phosphorus acquisition. **Plant Physiology**.

<https://doi.org/10.1104/pp.15.00145>

Moll RH, Kamprath EJ, Jackson WA (1982). Analysis and interpretation of factors which contribute to efficiency of nitrogen utilization 1. **Agronomy journal**, 74:562-564.

[doi:10.2134/agronj1982.00021962007400030037x](https://doi.org/10.2134/agronj1982.00021962007400030037x)

Mollier A, Pellerin S (1999). Maize root system growth and development as influenced by phosphorus deficiency. **Journal of Experimental Botany**, 50:487-497.

<https://doi.org/10.1093/jxb/50.333.487>

Olawuyi OJ, Odebode AC, Babalola BJ, Afolayan ET, Onu CP (2014). Potentials of arbuscular mycorrhiza fungus in tolerating drought in Maize (*Zea mays* L.). **American Journal of Plant Sciences**, 5:779. <https://doi.org/10.4236/ajps.2014.56092>

Parentoni SN et al. (2004). Híbrido simples de milho BRS 1010. **Embrapa Milho e Sorgo-Comunicado Técnico**.

Parentoni SN, Mendes FF, Guimarães, LJM (2011). Melhoramento para eficiência no uso de fósforo. Melhoramento de plantas para condições de estresses abióticos. **Visconde do Rio Branco: Suprema**, 201:101-126.

Pedone-Bonfim MVL, Da Silva DKA, Maia LC, Yano-Melo AM (2018). Mycorrhizal benefits on native plants of the Caatinga, a Brazilian dry tropical forest. **Symbiosis**, :7479-88.

<https://doi.org/10.1007/s13199-017-0510-7>

Phillips J M, Hayman DS (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British mycological Society**, 55:158-161.

[https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3)

Quiroga G, Erice G, Aroca R, Chaumont F, Ruiz-Lozano JM (2017). Enhanced drought stress tolerance by the arbuscular mycorrhizal symbiosis in a drought-sensitive maize cultivar is related to a broader and differential regulation of host plant aquaporins than in a drought-tolerant cultivar. **Frontiers in plant science**, 8:1056.

<https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01056>

Da Rocha MC et al. (2010). Caracterização da morfologia radicular de genótipos contrastantes de sorgo em baixo e alto níveis de fósforo. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, 9:65-78.

<http://dx.doi.org/10.18512/1980-6477/rbms.v9n01p65-78>

Saldanha ECM, Da Rocha MEL, Araújo JLS, Alves JDN, Cinque MD, Okumura RS (2018). Phosphorus fertilization in maize in northeastern of Pará state. *Revista de Ciências Agroveterinárias (Journal of Agroveterinary Sciences)*, 16:441-448.

<http://dx.doi.org/10.5965/223811711642017441>

Smith SE, Read DJ (2010). Mycorrhizal symbiosis. **Academic press**.

<https://doi.org/10.2136/sssaj2008.0015br>

Shu B, Wu QS (2017). Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Adaption of P Stress in Plants. **In Arbuscular Mycorrhizas and Stress Tolerance of Plants** (pp. 99-130). Springer, Singapore.

[https://doi.org/10.1007/978-981-10-4115-0\\_5](https://doi.org/10.1007/978-981-10-4115-0_5)

Sun X, Shi J, Ding G (2017). Combined effects of arbuscular mycorrhiza and drought stress on plant growth and mortality of forage sorghum. **Applied Soil Ecology**, 119:384-391.

<https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.07.030>

Green TR, Kipka H, David O, McMaster GS (2018). Where is the USA Corn Belt, and how is it changing? **Science of the Total Environment**, 618:1613-1618.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.09.325>

Wu QS (2017). Arbuscular mycorrhizas and stress tolerance of plants. Springer.

Zhang W, Chen XX, Liu YM, Liu DY, Du YF, Chen, XP, Zou CQ (2018). The role of phosphorus supply in maximizing the leaf area, photosynthetic rate, coordinated to grain yield of summer maize. **Field Crops Research**, 219:113-119.

<https://doi.org/10.1016/j.fcr.2018.01.031>

Zhu XC, Song FB, Liu SQ, Liu TD, Zhou X (2012). Arbuscular mycorrhizae improves photosynthesis and water status of *Zea mays* L. under drought stress. **Plant Soil Environment**, 58:186-191.

**Tabela 1.** Taxa de colonização micorrízica (MCT) em plantas de milho dos genótipos BRS 1010 e DKB 390 inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com doses de 30 e 60 mg kg<sup>-1</sup> de P.

Espécies	MCT (%)			
	BRS 1010		DKB 390	
	30	60	30	60
NI	0 <sup>ca</sup> (± 0.00)	0 <sup>da</sup> (± 0.00)	0 <sup>da</sup> (± 0.00)	0 <sup>ca</sup> (± 0.00)
<i>A. longula</i>	36 <sup>ba</sup> (± 3.46)	17 <sup>bb</sup> (± 1.15)	46 <sup>ba</sup> (± 1.24)	50 <sup>aA</sup> (± 3.65)
<i>Rhizoglosum</i> sp2.	61 <sup>aA</sup> (± 2.56)	38 <sup>aB</sup> (± 4.45)	52 <sup>bb</sup> (± 3.75)	62 <sup>aA</sup> (± 2.09)
<i>R. heterosporum</i>	42 <sup>aA</sup> (± 3.65)	37 <sup>aB</sup> (± 5.43)	40 <sup>ba</sup> (± 4.02)	21 <sup>bb</sup> (± 1.46)
<i>F. rubra</i>	23 <sup>ba</sup> (±)	10 <sup>cb</sup> (±1.78)	27 <sup>ca</sup> (± 3.41)	22 <sup>ba</sup> (± 2.20)
<i>C. etunicatum</i>	28 <sup>ba</sup> (± 6.32)	25 <sup>bb</sup> (± 2.33)	39 <sup>ba</sup> (± 1.79)	35 <sup>ba</sup> (± 2.98)
<i>R. clarus</i>	56 <sup>aA</sup> (± 1.05)	34 <sup>aB</sup> (±1.39)	74 <sup>aA</sup> (± 3.65)	65 <sup>aA</sup> (±4.63)

Médias (n=4) seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade (P≤0.05). Cada valor indica a média do tratamento (± SE).

Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P em um mesmo genótipo e letras maiúsculas comparam as doses de P para um mesmo tratamento em um mesmo genótipo.

**Tabela 2.** Área Foliar (LA), relação raiz/parte aérea (RDM/SDM) e índice de clorofila (SPAD) em genótipos de milho inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com doses de 30 e 60 mgkg<sup>-1</sup> de P.

Espécies	LA (cm <sup>2</sup> )				RDM/SDM				SPAD			
	BRS 1010		DKB 390		BRS 1010		DKB 390		BRS 1010		DKB 390	
	30	60	30	60	30	60	30	60	30	60	30	60
NI	447.53 <sup>cB*</sup> (± 47.04)	531.03 <sup>bA</sup> (± 17.38)	499.15 <sup>bB</sup> (± 99.40)	622.19 <sup>bA</sup> (± 88.87)	0.32 <sup>bA</sup> (±0.01)	0.33 <sup>bA</sup> (±0.04)	0.33 <sup>bA</sup> (± 0.03)	0.26 <sup>cB</sup> (± 0.02)	24.68 <sup>bA</sup> (±0.90)	23.40 <sup>bA</sup> (± 0.91)	24.55 <sup>bA</sup> (± 0.54)	22.82 <sup>dB</sup> (± 0.36)
<i>A. longula</i>	542.54 <sup>bA</sup> (± 39.35)	520.59 <sup>bA</sup> (± 48.49)	477.48 <sup>bB</sup> (± 36.48)	514.54 <sup>cA</sup> (± 16.86)	0.37 <sup>bB</sup> (±0.09)	0.30 <sup>cA</sup> (±0.05)	0.31 <sup>bA</sup> (± 0.02)	0.24 <sup>cB</sup> (± 0.03)	23.85 <sup>bA</sup> (± 0.71)	24.47 <sup>aA</sup> (± 0.57)	25.10 <sup>bA</sup> (± 0.87)	23.32 <sup>cB</sup> (± 0.38)
<i>Rhizoglosum</i> sp2.	635.59 <sup>aA</sup> (± 87.96)	514.22 <sup>bB</sup> (± 46.11)	640.58 <sup>aA</sup> (± 51.07)	578.50 <sup>bB</sup> (± 66.52)	0.28 <sup>cA</sup> (± 0.04)	0.31 <sup>cA</sup> (± 0.05)	0.40 <sup>aA</sup> (± 0.03)	0.30 <sup>bB</sup> (± 0.02)	25.05 <sup>aA</sup> (± 0.24)	24.95 <sup>aA</sup> (± 0.20)	26.62 <sup>aA</sup> (± 0.99)	27.45 <sup>aA</sup> (± 0.42)
<i>R. heterosporum</i>	434.32 <sup>cB</sup> (± 51.09)	575.86 <sup>aA</sup> (± 57.90)	419.68 <sup>bB</sup> (± 92.75)	551.01 <sup>cA</sup> (± 48.99)	0.35 <sup>bA</sup> (± 0.03)	0.40 <sup>aA</sup> (± 0.07)	0.33 <sup>bA</sup> (± 0.01)	0.32 <sup>aA</sup> (± 0.01)	25.80 <sup>aA</sup> (± 0.73)	27.38 <sup>aA</sup> (± 0.61)	24.52 <sup>bA</sup> (± 0.40)	24.85 <sup>cA</sup> (± 0.62)
<i>F. rubra</i>	353.07 <sup>dB</sup> (± 63.09)	559.53 <sup>aA</sup> (± 36.73)	519.71 <sup>bB</sup> (± 36.24)	645.73 <sup>aA</sup> (± 78.21)	0.40 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.40 <sup>aA</sup> (± 0.03)	0.28 <sup>dB</sup> (± 0.01)	0.32 <sup>aA</sup> (± 0.01)	24.52 <sup>bA</sup> (± 0.24)	27.37 <sup>aA</sup> (± 0.25)	23.75 <sup>bA</sup> (± 0.79)	22.65 <sup>dB</sup> (± 1.63)
<i>C. etunicatum</i>	507.99 <sup>bA</sup> (± 45.75)	525.22 <sup>bA</sup> (± 15.06)	624.37 <sup>aA</sup> (± 83.89)	478.96 <sup>dB</sup> (± 45.93)	0.42 <sup>aA</sup> (± 0.03)	0.36 <sup>bA</sup> (± 0.05)	0.36 <sup>bA</sup> (± 0.08)	0.30 <sup>bB</sup> (± 0.05)	24.35 <sup>bA</sup> (± 0.61)	21.78 <sup>bA</sup> (± 1,70)	24.50 <sup>bA</sup> (± 0.48)	23.47 <sup>cB</sup> (± 1.58)
<i>R. clarus</i>	536.30 <sup>bA</sup> (± 16.25)	546.03 <sup>aA</sup> (± 55.09)	513.26 <sup>bB</sup> (± 23.84)	669.40 <sup>aA</sup> (± 73.58)	0.47 <sup>aA</sup> (± 0.09)	0.41 <sup>aA</sup> (± 0.07)	0.48 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.34 <sup>aB</sup> (± 0.05)	26.10 <sup>aA</sup> (± 0.43)	24.88 <sup>aA</sup> (± 2,73)	26.10 <sup>aA</sup> (± 0.45)	25.15 <sup>bB</sup> (± 1.96)

\* Médias (n=4) seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade (P≤0.05). Cada valor indica a média do tratamento (± SE).

Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P em um mesmo genótipo e letras maiúsculas comparam as doses de P para um mesmo tratamento em um mesmo genótipo.

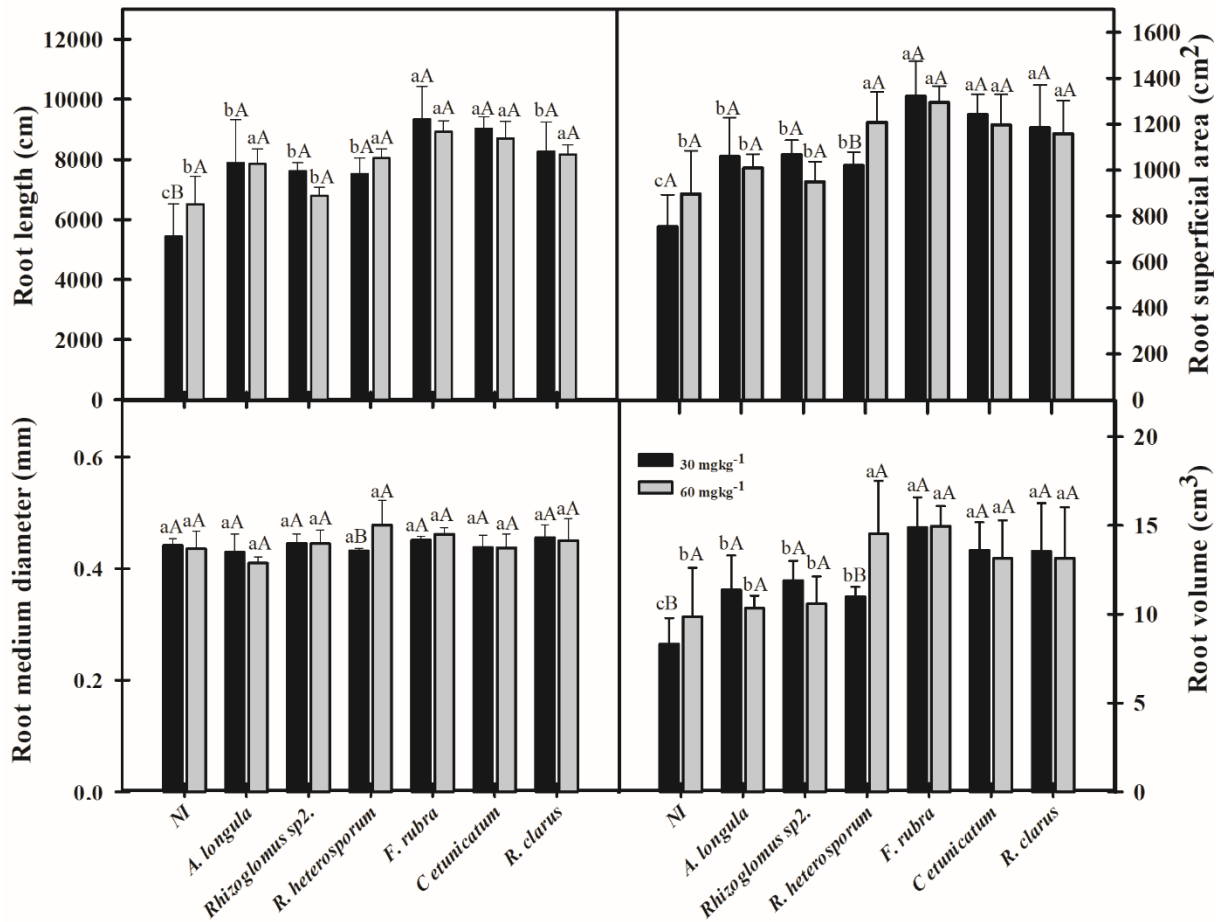


**Tabela 3.** Eficiência quântica máxima do fotossistema II ( $F_v/F_m$ ), teor de fósforo foliar (P) e teor de nitrogênio foliar (N em genótipos de milho inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com doses de 30 e 60 mgkg<sup>-1</sup> de P.

Espécies	$F_v/F_m$				P (g kg <sup>-1</sup> )				N (g kg <sup>-1</sup> )			
	BRS 1010		DKB 390		BRS 1010		DKB 390		BRS 1010		DKB 390	
	30	60	30	60	30	60	30	60	30	60	30	60
NI	0.68 <sup>bb*</sup> (± 0.03)	0.73 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.68 <sup>bA</sup> (± 0.06)	0.70 <sup>bA</sup> (± 0.01)	0.93 <sup>cA</sup> (± 0.20)	1.10 <sup>dA</sup> (± 0.18)	0.88 <sup>eA</sup> (± 0.12)	0.95 <sup>dA</sup> (± 0.13)	1.34 <sup>cB</sup> (± 0.04)	2.31 <sup>bA</sup> (± 0.12)	2.45 <sup>aA</sup> (± 0.07)	1.99 <sup>bB</sup> (± 0.06)
<i>A. longula</i>	0.72 <sup>aA</sup> (± 0.01)	0.75 <sup>aA</sup> (± 0.01)	0.67 <sup>bA</sup> (± 0.04)	0.68 <sup>bA</sup> (± 0.02)	1.21 <sup>bA</sup> (± 0.13)	1.12 <sup>dA</sup> (± 0.13)	1.16 <sup>cA</sup> (± 0.26)	1.02 <sup>cB</sup> (± 0.21)	2.40 <sup>bA</sup> (± 0.16)	2.32 <sup>bA</sup> (± 0.03)	2.43 <sup>aA</sup> (± 0.13)	2.14 <sup>bB</sup> (± 0.08)
<i>Rhizoglosum</i> sp2.	0.72 <sup>aA</sup> (± 0.02)	0.70 <sup>bA</sup> (± 0.01)	0.72 <sup>aA</sup> (± 0.01)	0.64 <sup>cA</sup> (± 0.02)	1.24 <sup>bB</sup> (± 0.25)	1.40 <sup>bA</sup> (± 0.16)	1.61 <sup>aA</sup> (± 0.02)	1.53 <sup>aA</sup> (± 0.12)	2.96 <sup>aA</sup> (± 0.05)	2.50 <sup>aA</sup> (± 0.12)	2.31 <sup>aA</sup> (± 0.02)	2.27 <sup>aA</sup> (± 0.02)
<i>R. heterosporum</i>	0.69 <sup>bB</sup> (± 0.03)	0.74 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.61 <sup>cB</sup> (± 0.03)	0.66 <sup>cA</sup> (± 0.04)	1.15 <sup>bA</sup> (± 0.22)	1.36 <sup>bA</sup> (± 0.25)	1.14 <sup>cA</sup> (± 0.25)	1.19 <sup>cA</sup> (± 0.29)	2.42 <sup>bA</sup> (± 0.12)	2.07 <sup>cB</sup> (± 0.09)	2.63 <sup>aA</sup> (± 0.03)	2.07 <sup>aA</sup> (± 0.03)
<i>F. rubra</i>	0.74 <sup>aA</sup> (± 0.01)	0.70 <sup>bB</sup> (± 0.02)	0.74 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.70 <sup>bA</sup> (± 0.04)	1.24 <sup>bA</sup> (± 0.18)	1.24 <sup>cA</sup> (± 0.04)	1.04 <sup>dA</sup> (± 0.15)	1.09 <sup>cA</sup> (± 0.09)	2.06 <sup>bA</sup> (± 0.11)	2.12 <sup>cA</sup> (± 0.14)	2.36 <sup>aA</sup> (± 0.07)	1.99 <sup>bB</sup> (± 0.07)
<i>C. etunicatum</i>	0.73 <sup>aB</sup> (± 0.02)	0.76 <sup>aA</sup> (± 0.02)	0.75 <sup>aA</sup> (± 0.04)	0.74 <sup>aA</sup> (± 0.04)	1.30 <sup>aA</sup> (± 0.17)	1.21 <sup>cA</sup> (± 0.25)	1.07 <sup>dA</sup> (± 0.28)	1.09 <sup>cA</sup> (± 0.33)	2.09 <sup>bA</sup> (± 0.03)	1.87 <sup>cA</sup> (± 0.11)	2.38 <sup>aA</sup> (± 0.17)	2.13 <sup>bA</sup> (± 0.08)
<i>R. clarus</i>	0.74 <sup>aA</sup> (± 0.02)	0.73 <sup>aA</sup> (± 0.02)	0.69 <sup>bA</sup> (± 0.02)	0.72 <sup>aA</sup> (± 0.02)	1.29 <sup>aB</sup> (± 0.17)	1.76 <sup>aA</sup> (± 0.23)	1.34 <sup>bA</sup> (± 0.18)	1.37 <sup>bA</sup> (± 0.20)	1.94 <sup>cA</sup> (± 0.10)	2.17 <sup>cA</sup> (± 0.10)	2.45 <sup>aA</sup> (± 0.06)	2.30 <sup>aA</sup> (± 0.03)

\* Médias (n=4) seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade ( $P \leq 0.05$ ). Cada valor indica a média do tratamento ( $\pm$  SE).

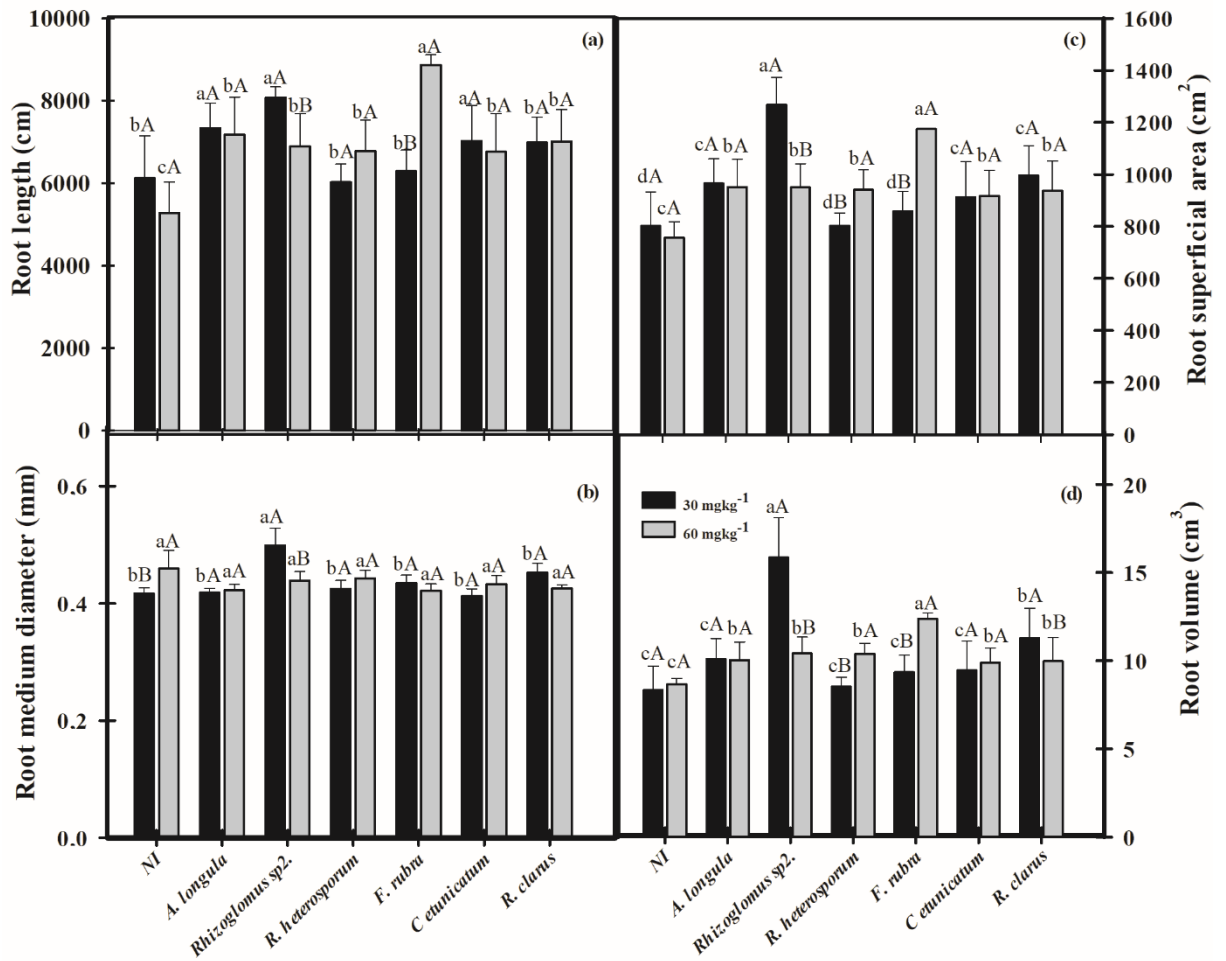
Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P em um mesmo genótipo e letras maiúsculas comparam as doses de P para um mesmo tratamento em um mesmo genótipo.



**Figura 1.** Comprimento total de raiz (RTC) (a), Diâmetro médio de raiz (RMD) (b), Área superficial total de raiz (RSA) (c) e volume total de raiz (RVT) (d) do híbrido de milho BRS 1010 inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com duas doses de P.

Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade ( $P \leq 0.05$ ).

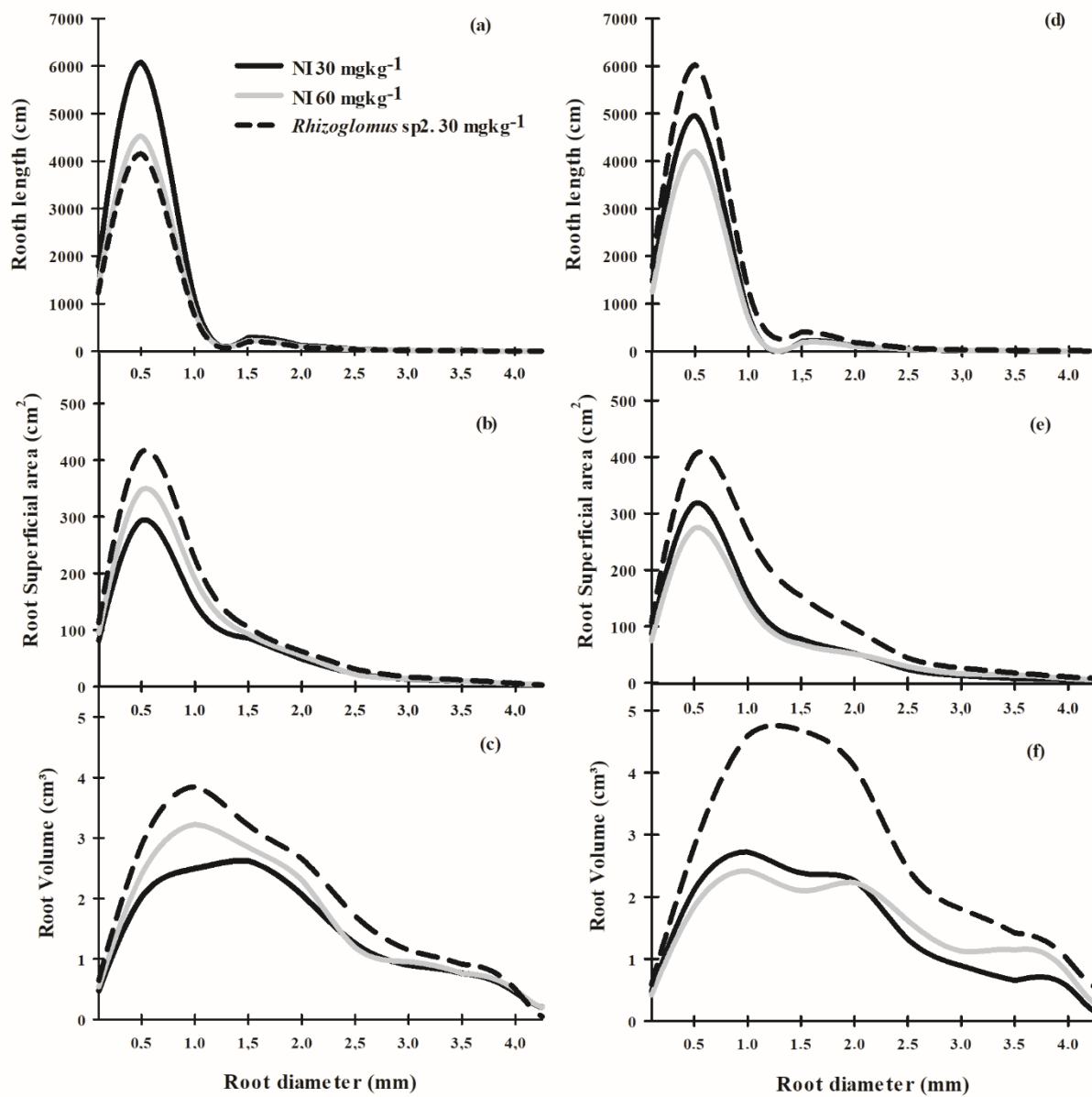
Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P e letras maiúsculas comparam as condições para uma mesma dose. Barra indica o erro padrão ( $\pm SE$ ),  $n = 4$ .



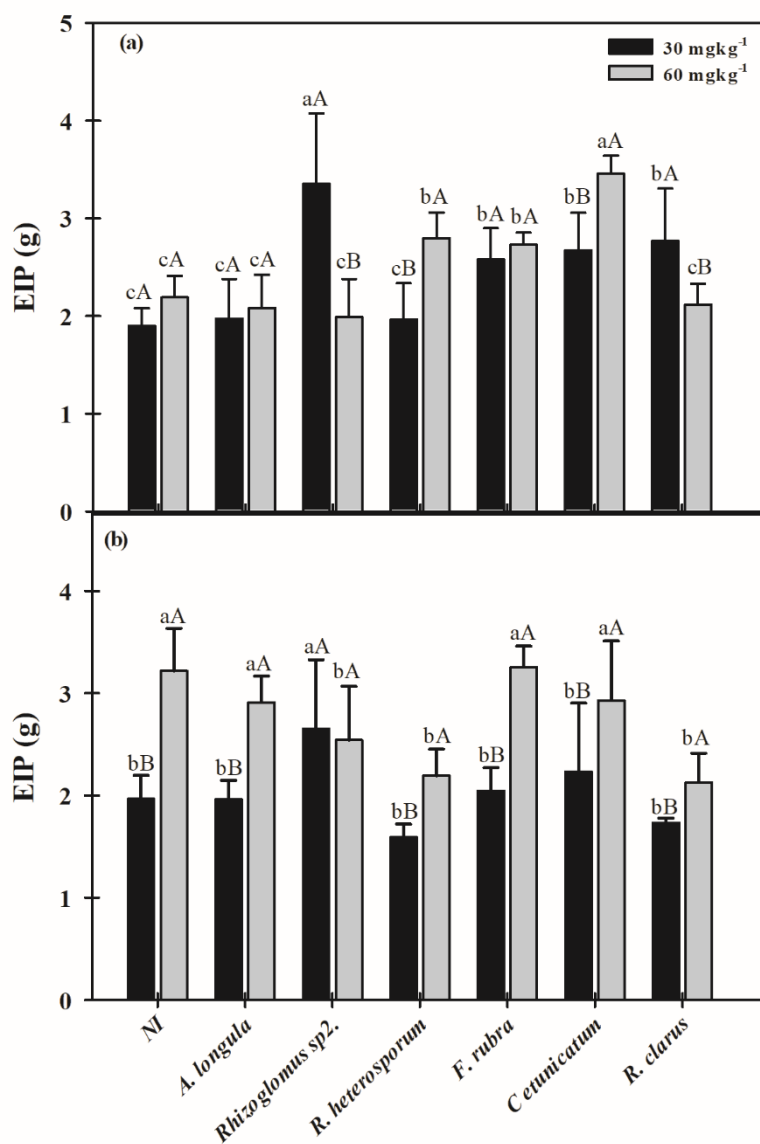
**Figura 2.** Comprimento de raiz (RTC) (a), Diâmetro médio de raiz (RMD) (b), Área superficial de raiz (RSA) (c) e volume de raiz (RVT) (d) do híbrido de milho DKB 390 inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com duas doses de P.

Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade ( $P \leq 0.05$ ).

Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P e letras maiúsculas comparam as condições para uma mesma dose. Barra indica o erro padrão ( $\pm SE$ ),  $n = 4$ .



**Figura 3.** Médias (n=4) do Comprimento, Área superficial e volume de raiz dos genótipos de milho BRS 1010 (a, b, c) e DKB 390 (d, e, f) distribuídos por classe de diâmetro nos tratamentos sem inoculação (NI) e na espécie *Rhizoglonus* sp2.



**Figura 4.** Eficiência do uso interno do P para os genótipos BRS 1010 (a) e DKB 390 (b), inoculados com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em solos com duas doses de P.

Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste Skott-Knott a 5% de probabilidade ( $P \leq 0.05$ ).

Letras minúsculas comparam os tratamentos dentro de uma mesma dose de P e letras maiúsculas comparam as condições para uma mesma dose. Barra indica o erro padrão ( $\pm$ SE),  $n = 4$ .