

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO – IF GOIANO - CAMPUS RIO VERDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS -
AGRONOMIA

DESEMPENHO DE SOJA ASSOCIADA COM O FUNGO
MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* SOB DÉFICIT
HÍDRICO

Autor: Thales Caetano de Oliveira
Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Souchie
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Giselle Camargo Mendes

Rio Verde - GO
Agosto, 2018

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO – IF GOIANO - CAMPUS RIO VERDE PROGRAMA DE PÓS-
GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS- AGRONOMIA

DESEMPENHO DE SOJA ASSOCIADA COM O FUNGO
MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* SOB DÉFICIT
HÍDRICO

Autor: Thales Caetano de Oliveira
Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Souchie
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Giselle Camargo Mendes

Dissertação apresentada, como parte das exigências para obtenção do título de MESTRE EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS – AGRONOMIA, ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias - Agronomia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano. – Campus Rio Verde - Área de Concentração em Produção Vegetal Sustentável no Cerrado.

Rio Verde - GO
Agosto - 2018

Sistema desenvolvido pelo ICMC/USP
Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas - Instituto Federal Goiano

CT365d Caetano de Oliveira, Thales
DESEMPENHO DE SOJA ASSOCIADA COM O FUNGO
MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* SOB DÉFICIT
HÍDRICO / Thales Caetano de Oliveira; orientadora
Edson Luiz Souchie; co-orientadora Giselle Camargo
Mendes. -- Rio Verde, 2018.
158 p.

Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias -
Agronomia) -- Instituto Federal Goiano, Campus Rio
Verde, 2018.

1. Glycine max. 2. Déficit hídrico. 3. Fungo
Micorrízico Arbuscular. 4. Tolerância. I. Luiz
Souchie, Edson, orient. II. Camargo Mendes, Giselle,
co-orient. III. Título.

**INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO – CAMPUS RIO VERDE
DIRETORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS
AGRÁRIAS-AGRONOMIA**

DESEMPENHO DE SOJA ASSOCIADA COM O FUNGO MICORRÍZICO
ARBUSCULAR *Glomus clarum* SOB DÉFICIT HÍDRICO

Autor: Thales Caetano de Oliveira
Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Souchie
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Giselle Camargo Mendes

TITULAÇÃO: Mestre em Ciências Agrárias-Agronomia - Área de
Concentração em Produção Vegetal Sustentável no Cerrado

APROVADA em 13 de agosto de 2018.

Prof^a. Dr^a. Juliana Silva Rodrigues Cabral
Avaliadora externa
Faculdade Objetivo

Prof. Dr. Marconi Batista Teixeira
Avaliador interno
IF Goiano – Campus Rio Verde

Dr. Anisio Correa da Rocha
Avaliador interno
IF Goiano – Campus Rio Verde

Prof. Dr. Edson Luiz Souchie
Presidente da banca
IF Goiano – Campus Rio Verde

Prof^a. Dr^a. Giselle Camargo Mendes
Avaliadora externa
IF Catarinense - Campus Rio do Sul

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiro a Deus por proporcionar e guiar todos os momentos, seja no período de realização do mestrado como de toda minha vida. À instituição, pela disponibilidade de realização dos trabalhos, em especial, aos meus orientadores, Dr. Edson Luiz Souchie e Dr^a. Giselle Camargo Mendes, pela aceitação de me orientar e principalmente de me ensinar transmitindo seus conhecimentos. Também agradeço a todos os professores que, de alguma forma, contribuíram nesta minha jornada de mestrando.

Agradeço aos meus pais Emival José de Oliveira e Janet Caetano Ribeiro de Oliveira, que sempre me apoiaram e me incentivaram desde sempre, fosse qual fosse a situação, bem como a toda a família. Meus agradecimentos aos amigos, companheiros de faculdade, em especial, ao grupo de pesquisa, Juliana Cabral, Luan Dionísio, Hyuri Mendes, Germanna Tavares e Letícia Rezende, assim como a Dr^a. Caroline Müller, pelos inúmeros ensinamentos e, principalmente, pela disposição de sempre se disponibilizar para qual fosse a ocasião. Também agradeço aos demais colegas do Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais, bem como ao pessoal dos laboratórios de Ecofisiologia Vegetal, Microbiologia Agrícola, Sementes, Anatomia, Física do Solo, Pós-colheita de Produtos Vegetais e ao Polo de Inovação. A todos que foram de grande ajuda para a conclusão deste trabalho.

Ao Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde e ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias – Agronomia, pela oportunidade deste. À Capes, pela concessão da bolsa de mestrado para a realização deste trabalho.

BIOGRAFIA DO AUTOR

Thales Caetano de Oliveira, filho de Emival José de Oliveira e Janet Caetano Ribeiro de Oliveira, nasceu em Goianésia, Estado de Goiás, em 09 de julho de 1991. Em agosto de 2010, iniciou a Graduação de Agronomia na Faculdade Evangélica de Goianésia – FACEG, GO, graduando-se em julho de 2015.

Em setembro de 2016, ingressou no Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias - Agronomia, em nível de Mestrado, na área de concentração em Produção Vegetal Sustentável no Cerrado. A defesa de sua dissertação, requisito indispensável para a obtenção do título de Mestre em Ciências Agrárias - Agronomia, ocorreu em agosto de 2018.

ÍNDICE GERAL

| | |
|---|------|
| ÍNDICE DE TABELA..... | vi |
| ÍNDICE DE FIGURAS | vii |
| ÍNDICE DE TABELAS SUPLEMENTARES..... | xi |
| LISTA DE SÍMBOLOS, SIGLAS, ABREVIACÕES E UNIDADES..... | xii |
| RESUMO..... | xiii |
| 1. INTRODUÇÃO GERAL..... | 15 |
| 2. REVISÃO DE LITERATURA..... | 16 |
| 2.1 Histórico e importância da soja..... | 16 |
| 2.2 Déficit Hídrico..... | 17 |
| 2.3 Fungos Micorrízicos Arbusculares..... | 19 |
| 3. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 22 |
| 4. OBJETIVOS..... | 31 |
| 4.1 Objetivo Geral..... | 31 |
| 4.2 Objetivos Específicos..... | 31 |
| CAPÍTULO 1: DESEMPENHO DE CULTIVARES DE SOJA ASSOCIADAS AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR <i>Glomus clarum</i> CULTIVADAS SOB DÉFICIT HÍDRICO..... | 32 |
| Resumo:..... | 32 |
| Abstract:..... | 33 |
| 1. INTRODUÇÃO..... | 34 |
| 2. MATERIAL E MÉTODOS..... | 36 |
| 3. RESULTADOS..... | 39 |
| 4. DISCUSSÃO..... | 58 |
| 5. CONCLUSÃO..... | 63 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 63 |
| CAPÍTULO 2: COMPORTAMENTO DE PLANTAS DE SOJA EM RESPOSTA AO DÉFICIT HÍDRICO EM SIMBIOSE COM O FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR <i>Glomus clarum</i> | 71 |
| Resumo:..... | 71 |

| | |
|--|-----|
| Abstract:..... | 72 |
| 1. INTRODUÇÃO | 73 |
| 2. MATERIAL E MÉTODOS | 75 |
| 3. RESULTADOS..... | 81 |
| 4. DISCUSSÃO | 95 |
| 5. CONCLUSÃO | 103 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 103 |
| CAPÍTULO 3: PRODUTIVIDADE DA SOJA EM ASSOCIAÇÃO AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR <i>Glomus clarum</i> CULTIVADAS EM CONDIÇÕES DE CAMPO..... | 117 |
| Resumo: | 117 |
| Abstract:..... | 118 |
| 1. INTRODUÇÃO | 119 |
| 2. MATERIAL E MÉTODOS | 121 |
| 3. RESULTADOS..... | 127 |
| 4. DISCUSSÃO | 141 |
| 5. CONCLUSÃO | 145 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 145 |
| CONCLUSÃO GERAL..... | 154 |
| MATERIAL SUPLEMENTAR..... | 155 |

ÍNDICE DE TABELAS

Página

CAPÍTULO I: DESEMPENHO DE CULTIVARES DE SOJA ASSOCIADAS AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* CULTIVADAS SOB DÉFICIT HÍDRICO

Tabela 1: Concentração de macronutrientes em folhas e raízes de soja nas cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO na primeira coleta em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias)..... 56

Tabela 2: Concentração de macronutrientes em folhas e raízes de soja nas cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO na segunda coleta em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 7 (DH-7dias) 588

CAPÍTULO II: COMPORTAMENTO DE PLANTAS DE SOJA EM RESPOSTA AO DÉFICIT HÍDRICO EM SIMBIOSE COM O FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum*

Tabela 1: Volume, área e diâmetro do sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....91

Tabela 2: Percentual de colonização e dependência micorrízica em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....94

Tabela 3: Teor de Fósforo (P) no solo, folha e raiz de plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....95

ÍNDICE DE FIGURAS

| | Página |
|--|--------|
| REVISÃO BIBLIOGRÁFICA | |
| Figura 1: Ciclo de colonização dos fungos micorrízicos arbusculares nas raízes de plantas hospedeiras..... | 21 |
| CAPÍTULO I: DESEMPENHO DE CULTIVARES DE SOJA ASSOCIADAS AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR <i>Glomus clarum</i> CULTIVADAS SOB DÉFICIT HÍDRICO | |
| Figura 1. Potencial hídrico (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias..... | 40 |
| Figura 2: Altura (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), diâmetro (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), área foliar total (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), massa seca folha (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 dias (DH-3dias)..... | 42 |
| Figura 3: Concentração de clorofila a (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), clorofila b (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), total de clorofila (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), total de carotenoides (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias..... | 46 |
| Figura 4: Taxa fotossintética (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), condutância estomática (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), transpiração (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), concentração interna e externa de CO ₂ (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H), eficiência do uso da água (ANTA82=I) (BRXDESAFIO=J), eficiência intrínseca do uso da água (ANTA82=K) (BRXDESAFIO=L) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias..... | 49 |
| Figura 5: Rendimento quântico efetivo do FSII (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), transporte de elétrons (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), fluorescência inicial (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), rendimento quântico máximo potencial do FSII (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) e coeficiente de dissipação não fotoquímico | |

(ANTA82=I) (BRXDESAFIO=J) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias.....52

Figura 6: Massa seca do sistema radicular (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias.....53

Figura 7: Avaliação do percentual de colonização micorrízica (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias) e 7 (DH-7dias) dias.....54

Figura 8: Imagem do córtex radicular indicando a colonização dos fungos micorrízicos em plantas de soja, cultivar ANTA82, com e sem inoculação de FMA em condição de irrigação e déficit hídrico.....54

Figura 9: Imagem do córtex radicular indicando a colonização dos fungos micorrízicos em plantas de soja, cultivar BRXDESAFIO, com e sem inoculação de FMA em condição de irrigação e déficit hídrico.....55

CAPÍTULO II: COMPORTAMENTO DE PLANTAS DE SOJA EM RESPOSTA AO DÉFICT HÍDRICO EM SIMBIOSE COM O FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum*

Figura 1. Potencial hídrico em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....81

Figura 2: Plantas de soja antes e após submetê-las ao déficit hídrico nos estádios vegetativo (V3) e reprodutivo (R3) de desenvolvimento.....82

Figura 3: Altura (A), diâmetro (B), área foliar total (C), massa seca folha (D) e número de folhas (E) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....83

Figura 4: Concentração de clorofila *a* (A), clorofila *b* (B), carotenoides (C), total de clorofila (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....84

Figura 5: Taxa fotossintética (A), condutância estomática (B), transpiração (C), concentração interna e externa de CO₂ (D), eficiência do uso da água (E) e eficiência

intrínseca do uso da água (F) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....86

Figura 6: Rendimento quântico máximo potencial do FSII (A), fluorescência inicial (B), rendimento quântico efetivo do FSII (C), transporte de elétrons (D) e coeficiente de dissipação não fotoquímico (E) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....87

Figura 7: Concentração de prolina (A), amido (B), açúcar solúvel total (C) e açúcar redutor (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....88

Figura 8: Concentração de mda (A), peróxido de hidrogênio (B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....89

Figura 9: Concentração de catalase (A), superóxido dismutase (B), peroxidase do ascorbato (C) e peroxidase (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....90

Figura 10: Massa seca do sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....91

Figura 11: Área sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....92

Figura 12: Densidade de esporos em solo rizosférico em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico.....93

Figura 13: Esporos de *Glomus clarum* observados em plantas de soja inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico.....93

CAPÍTULO III: PRODUTIVIDADE DA SOJA EM ASSOCIAÇÃO AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* CULTIVADAS EM CONDIÇÕES DE CAMPO

Figura 1: Teor de água no solo durante o ciclo de desenvolvimento da cultura, calculado pelo balanço hídrico.....127

Figura 2: Índice de pluviosidade durante o ciclo de desenvolvimento da soja.....128

- Figura 3:** Taxa fotossintética (A), condutância estomática (B), transpiração (C), concentração interna e externa de CO₂ (D), eficiência do uso da água (E) e eficiência intrínseca do uso da água (F) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....130
- Figura 4:** Rendimento quântico máximo potencial do FSII (A), fluorescência inicial (B), rendimento quântico efetivo do FSII (C), transporte de elétrons (D) e coeficiente de dissipação não-fotoquímico (E) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....132
- Figura 5:** Avaliação 1 (A,B), Avaliação 2 (C,D), Avaliação 3 (E,F), Avaliação 4 (G,H), Avaliação 5 (I,J) de clorofila *a* e *b* em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....134
- Figura 6:** Avaliação 1 (A,B), Avaliação 2 (C,D), Avaliação 3 (E,F), Avaliação 4 (G,H), Avaliação 5 (I,J) de altura e diâmetro de plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....136
- Figura 7:** Altura da 1ª vagem (A), número de vagens (B), número de sementes (C), produtividade (D), quantidade de sacas (E) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....138
- Figura 8:** peso de 1000 grãos (F) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....139
- Figura 9:** número de esporos em 100 g de solo em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....140
- Figura 10:** percentual de colonização micorrízica em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação.....141

ÍNDICE DE MATERIAL SUPLEMENTAR

| | |
|---|-----|
| Tabela S1. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 1 | 156 |
| Tabela S2. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 2 | 156 |
| Tabela S3. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 3 | 156 |

LISTA DE SÍMBOLOS, SIGLAS, ABREVIACÕES E UNIDADES

| | | |
|----------|---|---|
| FMA | Fungo Micorrízico Arbuscular | |
| DH | Déficit hídrico | |
| Ψ_w | Potencial hídrico | |
| A | Fotossíntese | $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ |
| gs | Condutância estomática | $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ |
| Ci/Ca | Concentração interna e externa de CO ₂ | |
| E | Transpiração | $\text{mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ |
| EUA | Eficiência do uso da água | $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$ |
| EiUA | Eficiência intrínseca do uso da água | $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$ |
| Fv/Fm | Rendimento quântico máximo potencial do FSII | |
| F0 | Fluorescência inicial | |
| YII | Rendimento quântico efetivo do FSII | |
| ETR | Transporte de elétrons | |
| NPQ | Coefficiente de dissipação não fotoquímico | |
| MDA | Ácido malonaldeído | $\mu\text{mol g}^{-1} \text{ mf}$ |
| CAT | Catalase | $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$ |
| SOD | Superóxido dismutase | $\text{U min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$ |
| % | Porcentagem | |
| g | Gramas | |
| kg | Quilo | |
| cm | Centímetros | |
| mm | Milímetros | |

RESUMO

OLIVEIRA, THALES CAETANO DE, Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano - Campus Rio Verde, agosto de 2018. **Desempenho de soja associada com o fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum* sob déficit hídrico.** Orientador: Dr. Edson Luiz Souchie. Co-orientadora: Dr^a. Giselle Camargo Mendes.

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] favorece, de modo expressivo, o desenvolvimento agroindustrial, porém, o déficit hídrico afeta negativamente seu desenvolvimento vegetal e produção de grãos. Diante disso, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) podem favorecer as plantas através da simbiose e minimizar os efeitos do déficit hídrico. Neste contexto, objetivou-se com este trabalho analisar o comportamento fisiológico e bioquímico de plantas de soja em respostas ao déficit hídrico em simbiose com o *Glomus clarum*. Para isto, dividiu-se o trabalho em três capítulos. No primeiro, constam avaliações para observar o potencial incremento dos FMA em plantas sob déficit hídrico, em casa de vegetação. Foram utilizadas as cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO e cultivadas até o estágio V3, em que foi induzido o déficit hídrico de 60% por 7 dias. No segundo capítulo, foi avaliado o papel fisiológico e bioquímico das plantas em simbiose com o FMA, sob déficit hídrico, em casa de vegetação e utilizando a cultivar ANTA82. Foram utilizados dois ciclos de déficit hídrico (60%), o primeiro imposto na fase V3, durante 10 dias. Na sequência, as plantas foram novamente irrigadas até a fase R3, e induziu-se outro déficit hídrico de 10 dias para simular o que pode ocorrer em condições naturais de campo. No terceiro capítulo, foi observado em campo o potencial que os FMA podem atribuir à produtividade das plantas de soja. Os resultados indicaram que as plantas inoculadas com FMA tiveram melhor potencial hídrico, diferente das plantas não inoculadas com FMA. Isso ficou mais evidente nas plantas inoculadas e submetidas a dois ciclos de déficit hídrico, em que as plantas sem FMA investiram em mecanismos de defesa, como o acúmulo de prolina e maior atividade de enzimas antioxidantes. Em condições naturais de campo, observou-se a importância dos FMA para a cultura da soja, especificamente, pelo aumento da produtividade de grãos em plantas inoculadas e não irrigadas.

Palavras-chave: leguminosa, estresse abiótico, micro-organismos do solo.

ABSTRACT

OLIVEIRA, THALES CAETANO DE, Goiano Federal Institute of Education, Science and Technology - Campus Rio Verde, August 2018. **Soybean performance associated to the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus clarum* under drought stress.** Advisor: Dr. Edson Luiz Souchie. Co-advisor: Dr^a. Giselle Camargo Mendes.

The soybean [*Glycine max* (L.) Merrill] collaborates strongly for the agroindustrial development, however, the drought stress can negatively affect plant development and grain production, which can be aggravated even more with climatic changes. Therefore, arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) can favor plants through symbiosis by tolerating or minimizing the effects of drought stress. In this context, this work aimed to analyze the physiological and biochemical soybean performance in response to the deficit in symbiosis with *Glomus clarum*. For this, the work was divided into three chapters. In the first, there were done evaluations to observe the AMF increasing potential in plants under drought stress conditions, in greenhouse. There were used the cultivars ANTA82 and BRXDESAFIO and cultivated to the V3 development stage, where it was induced 60% of drought stress for 7 days. In the second chapter was evaluated the physiological and biochemical role of the plants in AMF symbiosis under condition of drought stress, also done in greenhouse and using the cultivar ANTA82. There were used 2 cycles of drought stress (60%), the first in phase V3 during 10 days, so they were reirrigated until the phase R3, where another drought stress period of 10 days was carried out to simulate what can occur in natural field conditions. The third chapter was carried out under natural field conditions to observe the potential that the AMF can attribute to the soybean plants productivity. The results indicated that plants inoculated with AMF showed a better physiological condition, different to those without AMF inoculation. It was more evident in plants inoculated and submitted to two drought stress cycles, whereas the plants without AMF invested in defense mechanisms such as the proline accumulation and greater activity of antioxidant enzymes. When plants where cultivated under natural field conditions, the importance of AMF plants was evident, since the yield increasing where observed in non-irrigated inoculated plants

Key words: legume, abiotic stress, soil microorganism

1. INTRODUÇÃO GERAL

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é uma das mais importantes oleaginosas cultivadas no mundo (CLEMENTE; CAHOON, 2009). Esta cultura é uma importante fonte de óleo e proteína. Suas sementes contêm 18-22% de óleo e 36-50% de proteína, sendo muito utilizada na alimentação humana e animal (NATARAJAN, 2014). O cultivo de soja é encontrado principalmente na região Centro-Oeste brasileira, a qual, na safra 2017/2018, produziu 51,09 mil toneladas, e o Estado de Goiás, 11.176 mil toneladas (CONAB, 2018).

A produção da soja pode ser limitada por fatores ambientais (SPRENT, 2001; STACEY et al., 2004), como o déficit hídrico, que pode reduzir seu rendimento em, aproximadamente, 40% (DOGAN et al., 2007; CLEMENT et al., 2008). A ocorrência do déficit hídrico pode ser agravada pelas mudanças climáticas previstas, cuja tendência é aumentar de 1,8 a 3,6 °C a temperatura média global até o fim do século XXI (IPCC, 2013). O déficit hídrico afeta negativamente o desenvolvimento vegetal e a produção dos grãos (SPECHT et al., 2001; DOGAN et al., 2007), pois pode provocar alterações no metabolismo, na limitação do crescimento do sistema radicular e da expansão foliar (KU et al., 2013), que, em consequência, reduz a assimilação do CO₂, inibe a fotossíntese e restringe o crescimento e a produtividade vegetal (PEAK et al., 2004).

Como alternativa das plantas para tolerar a restrição hídrica, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) prolongam o sistema radicular, maximizando a absorção de água e nutrientes (QUEREJETA et al., 2009). Estes fungos são, na maioria dos agroecossistemas, um dos principais componentes da microbiota do solo (SCHNEIDER et al., 2011), e sua ocorrência pode ser influenciada por fatores bióticos (pragas e doenças) e abióticos (déficits hídricos e nutricionais), interferindo em sua ocorrência e na formação da associação micorrízica com as plantas (GAI et al., 2015).

Esses fungos colonizam as raízes ampliam a exploração de um maior volume de solo, incrementam a absorção de nutrientes e água e, conseqüentemente, o desenvolvimento e a produtividade vegetal (SMITH; READ, 2008). Desta forma, auxiliam na tolerância aos impactos negativos dos estresses, principalmente o déficit hídrico (HUMPHREYS et al., 2010; ESTRADA et al., 2013). Os FMA também são importantes na absorção do fósforo (P), pois este nutriente tem baixa mobilidade no solo, além disso, as hifas extrarradiculares exercem papel importante na formação e estabilidade dos agregados de solo (KABIR, 2005; JOHNSON et al., 2010). Por esta

razão, tornam-se estratégicos estudos focados em plantas na presença desses micro-organismos (ASRAR et al., 2012).

Ainda são escassos os estudos para avaliar a simbiose dos fungos micorrízicos no crescimento de plantas de soja cultivadas em solo do Cerrado, assim como respostas fisiológicas dessas plantas micorrizadas sob condições de déficit hídrico, bem como para verificar o potencial de produção destas plantas na presença desses micro-organismos. Assim, são justificados estudos para analisar o desempenho fisiológico e bioquímico de plantas de soja, em simbiose com FMA, sob condições de déficit hídrico.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Histórico e importância da soja

O Brasil, em termos de economia agrícola, transformou-se num dos líderes globais juntamente com os Estados Unidos, em razão do investimento agrotecnológico em agricultura e do rápido aumento na demanda de alimentos (MARTINELLI et al., 2011). É um dos principais produtos do agronegócio mais competitivo na economia brasileira é a soja, sendo o segundo maior produtor e exportador mundial (HIRAKURI; LAZZAROTTO, 2014).

Originária da Ásia Oriental (LEE et al., 2011), a soja (*Glycine max* (L.) Merrill) vem sendo produzida especificamente na China há mais de 4500 anos, tendo, posteriormente, sido difundida na Europa até ser introduzida no Brasil em 1882 no estado da Bahia. Contudo, o cultivo em escala comercial ocorreu apenas em 1960, juntamente com milho, trigo, cevada e aveia branca (MUNDSTOCK; THOMAS, 2005).

No estado de Goiás, a soja foi inserida em 1950, não se expandindo por falta de recursos governamentais, como incentivos e programas específicos, impedindo, assim, o desenvolvimento agrícola (MACHADO, 2014), visto que o Cerrado, para a agricultura, era considerado uma área improdutivo, fosse pelas características dos solos, pobres em nutrientes e ácidos, além de expostos a longos períodos de seca, o que limitava seu desenvolvimento agrícola (MARIANO, 2010). Então, para o estado de Goiás, o crescimento agrícola só foi direcionado pelas políticas públicas pelo aumento da produção de *commodities*, em que o Estado buscou maior participação na economia e exportações. O aumento de novos investimentos na infraestrutura na década de 1950, para se integrar nacionalmente, promoveu a construção de rodovias, que favoreceram a mobilidade no território nacional (BEZERRA; CLEPS Jr., 2004).

A soja é caracterizada como uma planta leguminosa herbácea anual, sendo, atualmente, um dos produtos de maior importância na economia brasileira (BARBOSA et al., 2013). Esta cultura, pela presença de óleo e proteínas nas sementes, é conceituada como uma fonte considerável de nutrientes e, assim, viabiliza a dieta básica da população em geral, destacando-se como uma das leguminosas mais importantes do mundo (PRAKASH et al., 2001; BERMAN et al., 2009).

A soja vem desempenhando um importante papel por ser a cultura de maior crescimento nas últimas décadas, firmando destaque na agricultura nacional e principalmente na balança comercial. Muito também se refere ao seu alto valor nutritivo, com alto teor de óleo (40%) e proteína (20%), aos seus subprodutos na alimentação humana e à produtividade dos grãos (BERBERT; HAMAWAKI, 2008).

A cultura da soja no Brasil foi uma das que mais apresentaram crescimento significativo no cultivo e no segmento agroindustrial na metade do século XX, justificando sua importância econômica para o país (BARBOSA; ASSUMPCÃO, 2001). A soja, além de ser uma *commodity*, favorece o desenvolvimento do complexo agroindustrial e possibilita grande produção e negociação em diversos países (HIRAKURI; LAZZAROTTO, 2011).

O Brasil tem grande importância na produção mundial da soja, tendo sido na safra de 2015/2016 o segundo maior produtor, contribuindo com 100 milhões de toneladas, abaixo somente dos Estados Unidos, que produziram 108.35 milhões. A produção total mundial da cultura foi de 320,11 milhões, o que respalda a importância desses dois países no contexto geral (CONAB, 2016).

O país ainda tem potencial para aumentar a produção dos grãos, pois tem áreas disponíveis e, segundo projeções de expansão de área plantada, em 2023, pode atingir uma área plantada de 34,4 milhões de hectares. Tal expansão será concentrada, principalmente, nas regiões Centro-Oeste e Norte-Nordeste, circunstancialmente pela transformação de pastagens degradadas em áreas agrícolas (BRASIL, 2013).

2.2 Déficit Hídrico

A agricultura se destaca como o setor mais vulnerável aos impactos climáticos, e essa vulnerabilidade depende de vários fatores ambientais, entre eles o tipo de solo, a cultura cultivada, o acesso ao mercado e a disponibilidade de recursos para a produção e

gestão (KURUKULASURIYA; ROSENTHAL, 2013). Assim, para reduzir as perdas de safra e diminuir os riscos climáticos na agricultura, foi instituído pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) um projeto orientando os produtores quanto ao tipo de cultura e época de plantio mais favorável para cada região (KELLER FILHO; ASSAD; LIMA, 2005).

As condições climáticas interferem diretamente na agricultura (ALENCAR et al., 2011), e o déficit hídrico é considerado um estresse abiótico chave, por ser uma grande ameaça em todo o mundo para o desenvolvimento das culturas (KUNERT et al., 2016). Diante dessas mudanças previstas, o déficit hídrico é um dos principais fatores limitantes à produção mundial da soja, pois esse tipo de estresse reduz a produtividade de grãos (IPCC, 2007; EEA, 2011).

O déficit hídrico pode submeter as plantas de soja a um estresse em uma fase específica de seu ciclo, bem como durante vários estádios, seja vegetativo e/ou reprodutivo, o que pode modificar sua composição (ALBRECHT et al., 2008). A restrição hídrica, que também pode afetar a germinação, reduz as taxas de crescimento e, por fim, a produção (ANSARI et al., 2012).

De acordo com a Conab (2015), a região do Centro-Oeste, no período entre novembro de 2014 e janeiro de 2015, sofreu um forte intervalo de estresse hídrico, que provocou deficiências no desenvolvimento das lavouras, resultando no comprometimento de sua produção, estimada em perdas de 10,1 a 14,4% na produtividade da soja. A sensibilidade das plantas de soja à restrição hídrica resultou, na safra 2015/2016, em baixa produtividade (2.882 kg ha⁻¹). Mesmo as estimativas sugerindo um aumento de 3,4% da área plantada indicam uma redução de 0,6% na produção em relação à safra anterior (CONAB, 2016).

Na cultura da soja, conforme seu desenvolvimento avança, aumenta a necessidade de água, principalmente durante a floração-enchimento dos grãos. E neste período de grande demanda, o déficit hídrico pode ocasionar alterações nas plantas, desfavorecer o rendimento de grãos pela queda prematura de folhas, flores e abortamento de vagens (NELSON et al., 2005). E um dos efeitos primários ocasionados pela seca é a redução da fotossíntese, em razão do fechamento dos estômatos, ocasionando diminuição do potencial hídrico da planta, o que limitará a assimilação de CO₂ (FAROOQ et al., 2009). Portanto, a falta de água nas plantas ocasiona redução da fixação de CO₂ no aparato fotossintético (ELDAKAK et al., 2013). Em síntese, o baixo valor de potencial de água resulta no fechamento estomático,

induz baixa condutância estomática, em consequência, reduz a taxa fotossintética e, por fim, o rendimento dos grãos (TAIZ; ZEIGER, 2013).

Outro fator provocado pelo déficit hídrico, além da restrição de absorver nutrientes, é o excesso da produção de espécies reativas de oxigênio que causa estresse oxidativo. Consequentemente, as plantas precisam investir na produção de enzimas antioxidantes (catalase, ascorbato peroxidase e superóxido dismutase) como defesa aos radicais livres adquiridos (LISAR et al., 2012).

De modo geral, o déficit hídrico prejudica o desenvolvimento vegetal e ainda reduz a taxa de crescimento, a expansão foliar e o alongamento do caule (ENGELBRECHT et al., 2007). De acordo com Gonçalves et al. (2010), na cultura do milho, o déficit hídrico severo pode reduzir significativamente a transpiração, a fotossíntese e a eficiência no uso da água, independentemente do híbrido cultivado.

Tendo em vista que os recursos hídricos geralmente são limitantes, a pesquisa deve ser buscar plantas que tolerem condições de seca (MATOS et al., 2014). Deste modo, a implantação de uma biotecnologia moderna, para a produção de plantas tolerantes à seca, desponta como uma potencial solução. A superação da restrição da água favorece o crescimento sucessivo da produtividade da soja (CÁZARES et al., 2010).

2.3 Fungos Micorrízicos Arbusculares

Geralmente, as raízes são as primeiras partes das plantas a se depararem com o déficit hídrico, tornando-as altamente sensíveis e receptivas a este tipo de estresse abiótico, o que implica uma ligação profundamente associada na adaptação das plantas (XIONG et al., 2006). A rizosfera vegetal pode ser povoada por vários microorganismos presentes no solo, como os fungos micorrízicos. Tais fungos têm capacidade de colonizar as raízes das plantas e formar simbiose com elas (SMITH; READ, 2008). Estas associações com os fungos micorrízicos são observadas em aproximadamente 80% das espécies de plantas terrestres (SMITH; SMITH, 2011). Tal simbiose pode maximizar o desempenho das plantas e sua tolerância aos estresses abióticos (SADHANA, 2014).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) integram o Filo Glomeromycota e a Classe Glomeromycetes, constituem um grupo com quatro ordens (Archaeosporales, Diversisporales, Glomerales e Paraglomerales) e compreendem 11 famílias e 25 gêneros

(REDECKER et al., 2013). Os FMA são classificados quanto à sua morfologia em três tipos: as endomicorrizas arbusculares, as ectomicorrizas e as orquidoides. Nas endomicorrizas, os fungos se desenvolvem intracelularmente e, nas ectomicorrizas, intercelularmente, gerando a rede de Hartig (SOUZA et al., 2010). Essas associações de ocorrência entre determinados fungos do solo e a maioria dos vegetais superiores têm caráter mutualístico, sendo as ectomicorrizas associações sem penetração na raiz e as endomicorrizas, com penetração no sistema radicular (SOUZA et al., 2006).

O ciclo de colonização micorrízica, Figura 1, é iniciado com a germinação de um esporo, ocorrendo, na sequência, o crescimento de uma hifa infectiva. Estas hifas, que crescem na região rizosférica, formam uma estrutura de penetração do tipo apressório ao entrar em contato com as raízes das plantas. Após o reconhecimento celular, na superfície da raiz inicia-se o processo de infecção pela diferenciação da hifa em apressório e, assim, ocorre a penetração pela combinação da pressão mecânica e da degradação enzimática da parede celular vegetal. Com isso, a produção dessas enzimas (celulases, hemicelulases e pectinases) e os baixos níveis de atividade protegem a integridade do tecido hospedeiro e evitam a ativação do sistema de defesa vegetal, que possibilita a interação compatível entre fungo e planta (MOHAN et al., 2014; GAI et al., 2015; RUY, 2015).

Este grupo de micro-organismos é fundamental para o ecossistema do solo, além do importante papel desempenhado na interação solo-planta, pois, como característica contrária a outros fungos saprofíticos que esgotam as reservas de matéria orgânica do solo, eles favorecem o acúmulo pela presença de esporos e hifas e ainda favorecem o crescimento das plantas (SMITH; READ, 2010).

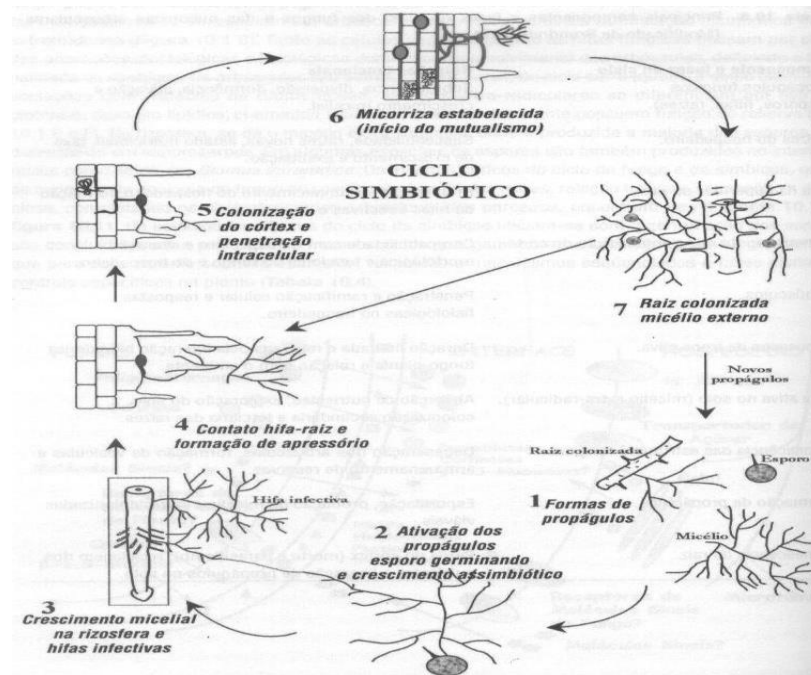


Figura 1: Ciclo de colonização dos fungos micorrízicos arbusculares nas raízes de plantas hospedeiras (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Através da associação micorrízica, as raízes apresentam maior longevidade e absorção de nutrientes, e as perdas na ciclagem dos nutrientes são minimizadas. Desta forma, tal simbiose é estratégica, principalmente para as plantas cultivadas em solos do Cerrado (MIRANDA, 2008).

Para aumentar a tolerância das plantas ao déficit hídrico, a associação simbiótica com FMA traduz-se em ferramenta que favorece o desenvolvimento e a fisiologia vegetal (AUGÉ, 2001; RUIZ-LOZANO, 2003). Por exemplo, Chitarra et al. (2016) observaram que a colonização da raiz do tomateiro com FMA amplia sua tolerância ao déficit hídrico. A relação positiva resultante dessa simbiose ocorre por meio de transferências entre ambas, em que os fungos concedem às plantas hospedeiras água e nutrientes e, em contrapartida, as plantas fornecem os produtos derivados da fotossíntese. Com isso, os fungos favorecem o crescimento dessas plantas, principalmente em solos pobres em nutrientes (VAN der HEIJDEN et al., 2015).

As raízes formadas pela associação micorrízica aumentam sua área de exploração, permitindo maior absorção de nutrientes fora da zona ao redor das raízes. Isso influencia no melhor aproveitamento dos nutrientes, como no caso do fósforo (P), e, em solos pobres, pode aumentar em até 60 vezes a taxa de absorção de nutrientes. Ainda, as plantas associadas aos FMA podem aumentar a atividade fotossintética,

produção de reguladores de crescimento e atividade enzimática (SILVEIRA; FREITAS, 2007).

Outro grande benefício dos FMA para as plantas é o favorecimento da relação água-planta, possibilitando sua maior resistência aos efeitos da seca, atribuída à maior área do solo explorada e ao melhor estado nutricional. Além disso, beneficiam a agregação do solo, em razão da rede biológica formada pelas hifas, sendo esses agregados importantes para a proteção das hifas dos fungos micorrízicos no solo (MIRANDA, 2008; SMITH; READ, 2010).

O sucesso da relação de simbiose entre os micro-organismos e plantas é reconhecido cientificamente, principalmente pela eficiente capacidade dos FMA em ampliar a captação de água e nutrientes. Naturalmente, otimizar tal simbiose é fator chave para favorecer a superação das adversidades bióticas e abióticas pelas plantas (PICCOLI et al., 2011).

3. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBRECHT, L. P.; BRACCINI, A. L. E.; ÁVILA, M. R.; SUZUKI, L. S.; SCAPIM, C. A.; BARBOSA, M. C. Teores de óleo, proteínas e produtividade de soja em função da antecipação da semeadura na região oeste do Paraná. **Bragantia**, v. 67, p. 865-873, 2008.

ALENCAR, L. P.; SEDIYANMA, G. C.; MANTOVANI, E. C.; MARTINEZ, M. A.; Tendências recentes nos elementos do clima e suas implicações na evapotranspiração da cultura do milho em viçosa – MG. **Engenharia Agrícola**, v. 31, p. 631-642, 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-69162011000400002>

ANSARI, O.; CHOGAZARDI, H.R.; SHARIFZADEH, F.; NAZARLI, H. Seed reserve utilization and seedling growth of treated seeds of mountain rye (*Secale montanum*) as affected by drought stress. **Cercetări Agronomice în Moldova**, v.45, p. 43-48, 2012.

ASRAR, A. A.; ABDEL-FATTAH, G. M.; ELHINDI, K. M. Improving growth, flower yield, and water relations of snapdragon (*Antirrhinum majus* L.) plants grown under well-watered and water-stress conditions using arbuscular mycorrhizal fungi. **Photosynthetica**, v. 50, p. 305-316, 2012. <http://dx.doi.org/10.1007/s11099-012-0024-8>

BARBOSA, M. Z.; ASSUMPÇÃO, R. Ocupação territorial da produção e da agroindústria da soja no Brasil, nas décadas de 80 e 90. **Informações Econômicas**, v. 31, p. 7-17, 2001.

BERBERT, R. P.; HAMAWAKI, O. T. Análise da plasticidade da cultura de soja em diferentes arranjos populacionais e diferentes espaçamentos entre linhas. **Horizonte Científico**, v. 2, p. 1-19, 2008.

BERMAN, K. H.; HARRIGAN, G. G.; RIORDAN, S. G.; NEMETH, M. A.; HANSON, C.; SMITH, M.; SORBET, R.; ZHU E.; RIDLEY, W. P. Compositions of seed, forage, and processed fractions from insect-protected soybean MON 87701 are equivalent to those of conventional soybean. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, p. 11360-11369, 2009. DOI:10.1021/jf902955r

BEZERRA, L. M. C.; CLEPS JR, J. O desenvolvimento agrícola da região Centro-Oeste e as transformações no espaço agrário do estado de Goiás. **Revista Caminhos de Geografia**, v. 2, p. 29-49, 2004.

BRASIL. MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. **Projeções do agronegócio: Brasil 2012/2013 a 2022/2023**. Assessoria de Gestão Estratégica. 4. ed. Brasília: Mapa/ACS, 2013. 96 p.

CÁZARES, B. X.; ORTEGA, F. A. R.; ELENES, L. F.; MEDRANO, R. R. Drought tolerance in crop plants. **American Journal of Plant Physiology**, v. 5, n. 5, p. 241-256, 2010. DOI:10.3923/ajpp.2010.241.256

CHITARRA, W.; PAGLIARANI, C.; MASERTI, B.; LUMINI, E.; SICILIANO, I.; CASCONI, P.; SCHUBERT, A.; GAMBINO, G.; BALESTRINI, R.; GUERRIERI, E. Insights on the impact of arbuscular mycorrhizal symbiosis on tomato tolerance to water stress. **Plant Physiology**, v. 171, n. 2, p. 1009-10023; 2016. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.16.003079>

CLEMENT, M.; LAMBERT, A.; HEROUART, D.; BONCOMPAGNI, E. Identification of new up-regulated genes under drought stress in soybean nodules. **Gene**, v. 426, n. 1-2, p. 15-22, 2008. DOI: 10.1016/j.gene.2008.08.016

CLEMENTE, T. E.; CAHOON, E. B. Soybean Oil: Genetic Approaches for Modification of Functionality and Total Content. **Plant Physiology**, v. 151, n. 3, p. 1030-1040, 2009. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.109.146282>

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos**. v. 2 - Safra 2014/15, n. 5, Quinto Levantamento. Brasília: CONAB, fevereiro de 2015

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO – CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira. Grãos, sexto levantamento**. Brasília, p. 1-129, março de 2018. Disponível em:< http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/18_03_13_14_15_33_grao_marco_2018.pdf>. Acesso em: 28 de março de 2018.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO – CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira. Grãos, nono levantamento**. Brasília, p. 1-174, junho de 2016. Disponível em:< http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/16_06_09_16_49_15_boletim_graos_junho__2016_-_final.pdf>. Acesso em: 01 de fevereiro de 2017.

DOGAN, E.; KIRNAK, H.; COPUR, O. Deficit irrigations during soybean reproductive stages and CROPGRO-soybean simulations under semi-arid climatic treatments. **Field Crops Research**, v. 103, n. 2, p. 154-159, 2007. DOI:10.1016/j.fcr.2007.05.009

ELDAKAK M.; MILAD S. I. M.; NAWAR A. I.; ROHILA J. S. Proteomics: a biotechnology tool for crop improvement. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p.1–12, 2013.

ENGELBRECHT, B. M. J.; COMITA, L. S.; CONDIT, R.; KURSAR, T. A.; TYREE, M. T.; TURNER, B. L. Drought sensitivity shapes species distribution patterns in tropical forests. **Nature**, v. 447, n. x, p. 80-82, 2007. DOI:10.1038/nature05747

ESTRADA, B.; AROCA, R.; BAREA, J. M.; RUIZ-LOZANO, J. M. Plant Science Native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from a saline habitat improved maize antioxidant systems and plant tolerance to salinity. **Plant Science**, v. 201–202, p. 42–51, 2013. DOI:10.1016/j.plantsci.2012.11.009

EUROPEAN ENVIRONMENTAL AGENCY (EEA) **Global and European temperature (CSI 012/CLIM 001)**, Assessment May 2011. Copenhagen. Disponível em: <<http://www.eea.europa.eu/data-and-maps/indicators/global-and-european-temperature/global-and-european-temperature-assessment-4>>. Acesso em 30 de junho de 2016.

FAROOQ, M.; WAHID, A.; KOBAYASHI, N.; FUJITA, D.; BASRA, S. M. A. Plant drought stress: effects, mechanisms and management. Sustainable agriculture. **Springer**, Netherlands, n. 1, v. 29, p. 153-188, 2009. DOI:10.1007/978-90-481-2666-8_12

GAI, J.; GAO, W.; LIU, L.; CHEN, Q.; FENG, G.; ZHANG, J.; CHRISTIE, P.; LI, X. Infectivity and community composition of arbuscular mycorrhizal fungi from different soil depths in intensively managed agricultural ecosystems. **Journal of Soils and Sediments**, v. 15, n. 5, p. 1200-1211, 2015. DOI:10.1007/s11368-015-1060-3

GONÇALVES, E. R.; FERREIRA, V. M.; SILVA, J. V.; ENDRES, L.; BARBOSA, T. P.; DUARTE, W. DE G. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila a em variedades de cana-de-açúcar submetidas à deficiência hídrica. **Revista brasileira de engenharia agrícola e ambiental**, v. 14, n. 4, p. 378-386, 2010. <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-43662010000400006>

HIRAKURI, M. H.; LAZZAROTTO, J. J. **Evolução e perspectivas de desempenho econômico associadas com a produção de soja nos contextos mundial e brasileiro**. 3. ed.-versão eletrônica. Londrina: Embrapa SOJA, pag. 67, 2011.

HIRAKURI, M. H.; LAZZAROTTO, J. J. **O agronegócio da soja nos contextos mundial e brasileiro**. Embrapa Soja: Londrina, 2014.

HUMPHREYS, C. P.; FRANKS, P. J.; REES, M.; BIDARTONDO, M. I.; LEAK, J. R.; BEERLING, D. V. Mutualistic mycorrhiza-like symbiosis in the most ancient group of land plants. **Nature Communications**, v. 1, n. 103, p. 1-7, 2010. DOI:<https://doi.org/10.1038/ncomms1105>

IPCC - Intergovernmental Panel on Climate Change. **Climate change 2013: The physical science basis. Contribution of working group I to the fifth assessment report**. Cambridge: Cambridge University Press, 2013. 1536p.

IPCC Climate change 2007: the physical science basis. In: SOLOMON, S.; QIN, D.; MANNING, M.; CHEN, Z.; MARQUIS, M.; AVERYT, K.; TIGNOR, M. M. B.; MILLER, H. L. (eds) **Working group 1 contribution to the fourth assessment report of the intergovernmental panel on climate change (IPCC)**. Chapters 3 (observations: surface and atmospheric climate change), 10 (global climate projections), 11 (regional climate projections). Cambridge University Press, Cambridge. 2007.

KABIR, Z. Tillage or no-tillage: impact on mycorrhizae. **Canadian Journal of Plant Science**, v.85, n. 1, p. 23-29, 2005. DOI: <https://doi.org/10.4141/P03-160>

KELLER FILHO, T.; ASSAD, E.D.; LIMA, P. R. S.de R. Regiões pluviometricamente homogêneas no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 4, p.311-322, 2005.

KU, Y. S.; AU-YEUNG, W. K.; YUNG, Y. L.; LI, M. W.; WEN, C. Q.; LIU, X.; LAM, H. M. A comprehensive survey of international soybean research-genetics, physiology, agronomy and nitrogen relationships In: Drought stress and tolerance in soybean. **Jordan-Elbridge Board of Education**, p. 209–237, 2013.

KUNERT, K. J.; VORSTER, B. J.; FENTA, B. A.; KIBIDO, T.; DIONISIO, G.; FOYER, C. H. Drought Stress Responses in Soybean Roots and Nodules. **Frontiers in Plant Science**, n. 7, p. 1–7, 2016. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.01015>

KURUKULASURIYA, P.; ROSENTHAL, S. **Climate change and agriculture: a review of impacts and adaptation**. Paper n. 91, jun. 2003. Disponível em: <<https://openknowledge.worldbank.org/bitstream/handle/10986/16616/787390WP0Clima0ure0377348B00PUBLIC0.pdf?sequence=1>>. Acesso em: 29 de abril de 2018.

LEE, G. A.; CRAWFORD, G. W.; LIU, L.; SASAKI, Y.; CHEN, X. Archaeological soybean (*Glycine max*) in East Asia: Does size matter? **Plos one**. v. 6, p. 1-12, 2011. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0026720>

LISAR, S. Y. S.; MOTAFAKKERAZAD, R.; HOSSAIN, M. M.; RAHMAN, I. M. M. **Water stress in plants: causes, effects and responses**. In: RAHMAN, I. M. M. (Ed.). Water Stress. Rijeka: Intech, cap. 1, v. 1, p. 1-14, 2012.

MACHADO, A. T. Construção histórica do melhoramento genético de plantas: do convencional ao participativo. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 9, n. 1, p.35-50, 2014.

MARIANO, F. M. Precipitações pluviais e a cultura da soja em Goiás. **Mercator – Revista de geografia da UFC**, v. 9, n. 1, p. 121,-134, 2010. DOI:10.4215/RM2010.0901.0008

MARTINELLI, L.A; GARRETT, R; FERRAZ, S; ROSAMOND, N. Sugar and ethanol production as a rural development strategy in Brazil: Evidence from the state of São Paulo. **Agricultural Systems**. v.104. p. 419-428. 2011

MATOS, F. S.; TORRES JUNIOR, H. D.; ROSA, V. R.; SANTOS, P. G. F.; BORGES, L. F. O.; RIBEIRO, R. P. Estratégia morfofisiológica de tolerância ao drought stress de mudas de pinhão manso. **Magistra**, v. 26. n. 1, p. 19-27, 2014.

MIRANDA, J. D. **Cerrado, micorriza arbuscular, ocorrência e manejo**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2008.

MOHAN, J. E.; COWDEN, C. C.; BAAS, P.; DAWADI, A.; FRANKSON, P. T.; HELMICK, K.; HUGHES, E.; KHAN, S.; LANG, A.; MACHMULLER, M. **Mycorrhizal fungi mediation of terrestrial ecosystem responses to global change: mini-review**. *Fungal Ecology*, v. 10, p. 3-19, 2014.

MUNDSTOCK, C. M.; THOMAS, A. L. **Soja - fatores que afetam o crescimento e o rendimento de grãos**. Eangraf, p. 31, 2005.

NATARAJAN, S. S. Analysis of soybean seed proteins using proteomics. **Journal of Data Mining in Genomics and Proteomics**, v. 5, n. 1, p. 1-3, 2014. DOI:10.4172/2153-0602.1000e113

NELSON, K. A.; MOTAVALLI, P. P.; NATHAN, M. Response of No-Till Soybean [(L.) Merr.] to Timing of Preplant and Foliar Potassium Applications in a Claypan Soil. **Agronomy Journal**, n. 03, v. 97, p. 832–838, 2005. DOI: 10.2134/agronj2004.0241

PEAK, D.; WEST, J. D.; MESSINGER, S. M.; MOTT, K. A. Evidence for complex, collective dynamics and emergent, distributed computation in plants. **Proceedings of**

the National Academy of Sciences of the United States of America, v. 101, n. 4, p. 918-922, 2004. DOI:10.1073/pnas.0307811100

PICCOLI, P.; TRAVAGLIA, C.; COHEN, A.; SOSAL, L.; CORNEJO, P.; MASUELLI, R.; BOTTINI, R. An endophytic bacterium isolated from roots of the halophyte *Prosopis strombulifera* produces ABA, IAA, gibberellins A1 and A3 and jasmonic acid in chemically-defined culture medium. **Plant Growth Regulation**, v. 64, n. 2, p. 207-210. 2011. DOI:10.1007/s10725-010-9536-z

PRAKASH, D.; NIRANJAN, A.; TEWARI, S. K.; PUSHPANGADAN, P. Underutilised legumes: potential sources for low-cost protein. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, V. 52, n. 4, p. 337-341. 2001.

QUEREJETA, J.; EGERTON-WARBURTON, L. M.; ALLEN, M. F. Topographic position modulates the mycorrhizal response of oak trees to interannual rainfall variability. **Ecology**, v. 90, n. 3, p. 649-662, 2009. DOI:10.1890/07-1696.1

REDECKER, D.; SCHUBLER, A. STOCKINGER, H.; STÜRMER, S. L.; MORTON, J. B.; WALKER, C. An evidence based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). **Mycorrhiza**, v. 23, n. 7, p. 515-531, 2013. DOI: 10.1007/s00572-013-0486-y.

RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. **Mycorrhiza**, v. 13, n. 6, p. 309-317, 2003. DOI:10.1007/s00572-003-0237-6

RUY, R. **Indicadores microbiológicos e bioquímicos de qualidade em solo de baixa fertilidade natural que recebeu calagem e adubação fosfatada**. Embrapa Soja-Teses/dissertações, 2015.

SADHANA, B. Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) as a biofertilizer - A review. **International Journal of Current Microbiology Applied Sciences**, n. 4, v. 3, p. 384-400, 2014.

SCHNEIDR, J.; KLUBEG FILHO, O.; FONTOURA, S. M. V.; ALVES, M. V. Influência de diferentes sistemas de manejo e calagem em experimento de longa

duração sobre fungos micorrizicos arbusculares. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 4, p.701-709, 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542011000400008>.

SILVEIRA, A. P. D. da; FREITAS, S. dos S. **Microbiota do solo e qualidade ambiental**. Instituto Agronômico, 2007.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3. ed., Repr ed. Amsterdam: Elsevier/Acad. Press, 2010.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3rd ed. Califórnia: Academic Press. p. 605, 2008.

SMITH, S. E.; SMITH, F. A. Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. **Annual Review of Plant Biology**, v. 62, p. 227–250, 2011. DOI:10.1146/annurev-arplant-042110-103846

SOUZA, F. A. de; STURMER, S. L.; CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B. **Classificação e taxonomia de fungos micorrízicos arbusculares e sua diversidade e ocorrência no Brasil**. In: SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A. de; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil. Lavras: Editora UFLA, p. 15-73, 2010.

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

SPECHT, J. E.; CHASE, K.; MACRANDER, M.; GRAEF, G. L.; CHUNG, J.; MARKWELL, J. P.; GERMANN, M.; ORF, J. H.; LARK, K. G. Soybean response to water: A QTL analysis of drought tolerance. **Crop Science**, v. 41, n. 2, p. 493-509, 2001. DOI:10.2135/cropsci2001.412493x

SPRENT, J. I. **Nodulation in legumes**. Kew, UK: Royal Botanic Gardens; 2001.

STACEY, G.; VODKIN, L.; PARROTT, W. A.; SHOEMAKER, R. C. National science foundation-sponsored workshop report. Draft plan for soybean genomics. **Plant Physiology**, v. 135, n. 1, p. 135-59, 2004. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.103.037903>

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5^o edição. Porto Alegre, Artmed, 2013, p.848.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; MARTIN, F. M.; SELOSSE, M. A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal ecology and evolution: The past, the present, and the future. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1406-1423, 2015. DOI:10.1111/nph.13288

XIONG, L. M.; WANG, R. G.; MAO, G. H.; KOCZAN, J. M. Identification of drought tolerance determinants by genetic analysis of root response to drought stress and abscisic acid. **Plant Physiology**, n. 3, v. 142, p. 1065–1074, 2006. DOI:<https://doi.org/10.1104/pp.106.084632>

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo Geral

Analisar o desempenho fisiológico e bioquímico de plantas de soja, associadas ao FMA *Glomus clarum*, sob condições de cultivo com restrição hídrica.

4.2 Objetivos Específicos

Capítulo 1

- Analisar o desempenho das cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO de soja sob déficit hídrico em simbiose com o fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum*;
- Avaliar a condição fisiológica das plantas de soja associadas ao FMA, na ausência de irrigação;
- Avaliar o crescimento de plantas de soja micorrizadas, cultivadas sob déficit hídrico; e
- Verificar a interação dos micro-organismos com as plantas em resposta ao déficit hídrico.

Capítulo 2

- Identificar o papel fisiológico e bioquímico da tolerância das plantas ao déficit hídrico, associadas ao fungo *Glomus clarum*;
- Quantificar o nível de associação entre FMA e raízes de soja;
- Quantificar o número de esporos presentes no solo; e
- Verificar o potencial biotecnológico do FMA para a manutenção das plantas de soja em condições de seca.

Capítulo 3

- Quantificar o conteúdo de micro-organismos presentes no solo associados às plantas;
- Observar o desenvolvimento das plantas de soja em simbiose com o FMA no campo; e
- Avaliar a produtividade das plantas de soja em condições de campo.

CAPÍTULO 1

DESEMPENHO DE CULTIVARES DE SOJA ASSOCIADAS AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* CULTIVADAS SOB DÉFICIT HÍDRICO

Resumo:

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] possui grande importância para o desenvolvimento do agronegócio, mas com o aquecimento global, tende-se a intensificar o déficit hídrico e acarretar perdas de produtividades. Neste aspecto, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) tornam-se uma estratégia para minimizar os efeitos do déficit hídrico e aumentar a produtividade da cultura, pois, em simbiose com as plantas ampliam o crescimento do sistema radicular, aumentando a absorção de água e nutrientes. Diante do exposto, objetivou-se com este trabalho avaliar o desempenho de cultivares de soja, sob déficit hídrico em simbiose com o FMA *Glomus clarum* como alternativa de proteção ao déficit hídrico. Um experimento foi realizado em casa de vegetação, utilizando vasos de 3 L para o plantio, na presença e ausência da inoculação de *Glomus clarum*. As cultivares utilizadas foram ANTA82 e BRXDESAFIO, estas apresentam características diferentes em condição de déficit hídrico, sendo a primeira sensível e a segunda tolerante. O déficit hídrico (60% da capacidade de campo) foi imposto no estágio V3 de desenvolvimento da soja, durante sete dias, para posteriormente realizar as análises biométricas, medições fisiológicas, potencial hídrico, conteúdo de clorofila e colonização micorrízicas. O delineamento utilizado foi em blocos ao acaso, com 4 repetições e as médias obtidas foram submetidas à análise de variância e comparadas pelo teste Tukey (5%), utilizando o software SISVAR. Os resultados apontam que para a cultivar ANTA82, que tem maior sensibilidade ao déficit hídrico, os FMA contribuíram positivamente para que as plantas tolerassem mais tal tipo de estresse.

Palavras-chave: leguminosa, déficit hídrico, simbiose, FMA

CHAPTER 1

PERFORMANCE OF SOYBEAN CULTIVARS ASSOCIATED WITH THE ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI *Glomus clarum* CULTIVATED UNDER DROUGHT STRESS**Abstract:**

The soybean [*Glycine max* (L.) Merrill] is of great importance for the agribusiness development, but the global warming tends to intensify the drought stress, and cause productivity losses. In this aspect, arbuscular mycorrhizal fungi (FMA) become a strategy to minimize the drought stress effects and increase crop productivity, because, in symbiosis with plants, they increase the root system growth, increasing the absorption of water and nutrients. In view of the above, the objective of this work was to evaluate the performance of soybean cultivars under drought stress in symbiosis with AMF *Glomus clarum* as an alternative to protect against drought stress. The experiment was carried out in a greenhouse using 3 Liter pots per planting in the presence and absence of *Glomus clarum* inoculation. The cultivars used were ANTA82 and BRXDESAFIO, which showed different characteristics in drought stress condition, being the first sensitive and the second tolerant. The drought stress (60% of the field capacity) was imposed in the V3 stage of soybean development for seven days, to later perform the biometric analyzes, physiological measurements, water potential, chlorophyll content and mycorrhizal colonization. The experimental design was a randomized complete block design with 10 replicates and the means obtained were submitted to variance analysis and compared by Tukey test (5%) using the SISVAR software. The results indicate that for the cultivar ANTA82, which has greater sensitivity to the deficit, the AMF contributed positively to the plants tolerating the effects of the drought stress.

Key words: legume, drought stress, symbiosis, AMF

1. INTRODUÇÃO

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é a leguminosa mais importante do mundo, principalmente por ser uma fonte de óleo vegetal e proteína abundante, tornando-a, assim, uma das espécies mais cultivadas (HARTMAN et al., 2011). Tem fundamental importância para a economia mundial, pois vem sendo utilizada pelo agronegócio, através de produtos e subprodutos oriundos da alta versatilidade de seus grãos, principalmente na produção de óleo e ração animal, sendo também empregada na indústria alimentícia e química e na produção de biocombustível (MASUDA; GOLDSMITH, 2009).

O cultivo da soja vem aumentando no decorrer dos anos, mas, pela sensibilidade destas plantas a condições de déficit hídrico, são observadas perdas significativas na sua produtividade (BATES, 2008). Esta redução da produção em razão da seca tende a se agravar mais, pois, de acordo com as alterações climáticas previstas, o déficit hídrico poderá ocorrer com maior frequência e intensidade (SHEFFIELD; WOOD, 2007). Estas mudanças climáticas são atribuídas ao aumento da temperatura da superfície global em 1,8 a 3,6 °C até o fim do século, tornando-se um dos grandes desafios para a sociedade enfrentar (IPCC, 2017).

No Brasil, vêm ocorrendo cada vez mais períodos de secas prolongadas (BRANDO et al., 2010), e com o aquecimento global, poderá haver alterações climáticas em regiões que têm grande potencial de produção de soja, além da tendência de se agravar ainda mais nas regiões onde já ocorre o déficit hídrico (MANAVALAN et al., 2009). Este estresse abiótico interfere diretamente no crescimento e desenvolvimento das plantas (WU et al., 2013), podendo provocar a inibição da fotossíntese, em consequência da redução da assimilação de CO₂, em razão do fechamento estomático, reduzindo, assim, a turgescência das células-guarda (PINHEIRO; CHAVES, 2011), afetando o equilíbrio da água nas plantas (COSTA et al., 2008). Estas alterações modificam o comportamento vegetal, assim, a irreversibilidade dos efeitos do estresse vai depender da capacidade de resposta das plantas (SAINT PIERRE et al., 2012).

A associação dos fungos micorrízicos arbusculares (FMA) com plantas pode protegê-las contra os efeitos associados ao déficit hídrico (BÁRZANA et al., 2012). Este fenômeno ocorre pela formação de estruturas arbusculares no interior das raízes das plantas hospedeiras, sendo o principal caminho de troca nutricional entre os fungos

e o hospedeiro (ETEMADI et al., 2014), com um conjunto de hifas que atua no transporte de água proveniente do solo para as plantas (QUEREJETA et al., 2012). Com isto, promove nas plantas aumento da eficiência do uso da água (BÁRZANA et al., 2012), em consequência das mudanças ocasionadas na retenção de água do solo (DAYNES et al., 2013).

Os FMA estão interligados às propriedades do solo, favorecendo a porosidade, que tem importância no fluxo de nutrientes e água (WU et al., 2014). Com isto, vem sendo relatada maior produtividade das plantas quando associadas aos FMA, cultivadas em solo sob déficit hídrico (HABIBZADEH, 2015). A utilização destes organismos torna-se uma estratégia em potencial para aumentar a produtividade das culturas, pelas contribuições dessa simbiose para as plantas (GIANINAZZI et al., 2010). Neste aspecto, transformam-se em um grupo funcional que pode atribuir substancial importância para a produtividade das culturas na produção agrícola e na sustentabilidade dos ecossistemas (URCOVICHE et al., 2014).

Diante do exposto, o emprego de estudos para verificar o potencial que os FMA proporcionam às plantas para tolerar os efeitos provocados pela redução da água no solo é de grande importância para a manutenção desses vegetais. Desta forma, objetivou-se, com este experimento, avaliar as respostas fisiológicas das cultivares de soja ANTA82 e BRXDESAFIO em condição de déficit hídrico, associadas ao fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Obtenção do material vegetal e condições experimentais

Sementes de soja, cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO, sensível e tolerante ao déficit hídrico, respectivamente, foram germinadas em vasos de 3 L contendo uma mistura de solo e areia (v/v, na proporção 2:1) e crescidas em casa de vegetação do Laboratório de Ecofisiologia Vegetal do IF Goiano – Campus Rio Verde sob condições naturais de luz, umidade relativa (65-85 %) e temperatura à 27°C, dados obtidos através de datalogger WatchDog A150 Series, método com base em Embrapa (2014).

Cada vaso foi pesado e adicionada a ele a mesma quantidade de mistura de solo. De acordo com a análise química e física na Tabela 1S do material suplementar, foi feita a calagem, aumentando a saturação por base para 60%, segundo recomendações para solo do Cerrado (SOUSA; LOBATO, 1996).

2.2 Inoculação do fungo micorrízico arbuscular

O inoculante foi constituído por *Glomus clarum*, procedente da coleção do Laboratório de Microbiologia do Solo da UNESP - Campus de Ilha Solteira, e doado ao IF Goiano – Campus Rio Verde. As plantas foram inoculadas no orifício de semeadura com 3,3 g de inóculo do FMA.

2.3 Indução do déficit hídrico em plantas de soja

As plantas foram cultivadas até a indução do déficit hídrico (DH) no estágio de desenvolvimento vegetativo V3, até que o terceiro trifólio estivesse completamente expandido, momento de realização de duas avaliações, que ocorreram no 3º (DH-3dias) e 7º (DH-7dias) dia. Durante o experimento, foi adicionada água até a capacidade de campo em todos os vasos. A capacidade de campo foi determinada pelo método gravimétrico, assim, os vasos foram pesados todos os dias e calculado o peso de água perdida. Em vasos irrigados, foi adicionado 100% da capacidade de campo, quantidade suficiente para não encharcar o solo, enquanto aos vasos submetidos ao déficit hídrico foi adicionados 60% de água do volume perdido a cada dia, durante o período de déficit.

2.4 Avaliações

2.4.1 Potencial hídrico

O potencial hídrico foliar (Ψ_w) foi medido na antemanhã, utilizando uma bomba de pressão tipo Scholander. A determinação consistiu na coleta de amostras de folhas completamente expandidas e, em seguida, colocadas na câmara da bomba de pressão, onde foi aplicada pressão até ocorrer exsudação da água pelo corte feito no pecíolo da folha, visualizado com auxílio de uma lupa, para a leitura da pressão aplicada (SCHOLANDER et al., 1965).

2.4.2 Medições fisiológicas

A caracterização fisiológica foi feita em condições normais e sob déficit hídrico em folhas completamente expandidas ao atingir o estágio vegetativo V3 no período de 8:00 às 11:00h. Essas determinações permitem avaliar a extensão das alterações no controle da abertura estomática em resposta ao status hídrico do solo e suas consequências no metabolismo fotossintético da folha. A análise dos parâmetros ligados à fotossíntese foi feita utilizando um sistema de determinações da concentração de gases no infravermelho (IRGA, Li-Cor - Li6400 XT). Parâmetros como taxa fotossintética líquida ($A \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática ($g_s \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), concentração interna e externa de CO_2 (C_i/C_a), transpiração ($E \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), eficiência do uso da água ($WUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) e eficiência intrínseca do uso da água ($W_iUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) foram determinados em todos os tratamentos. Foram utilizados $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ de irradiância durante todo o experimento.

2.4.3 Medição da fluorescência da Clorofila *a*

As variáveis de fluorescência da clorofila *a* foram obtidas com auxílio do IRGA (LI-6400xt, LI-COR) na mesma área da folha em que foram feitas as medições das trocas gasosas. Os sinais de fluorescência em todos os pontos da área foliar analisada foram capturados por uma câmera CCD (Charge Coupled Device) acoplada ao aparelho. Para as avaliações, as folhas foram adaptadas ao escuro para que os centros de reação estivessem completamente abertos (todos os aceptores primários oxidados) com perda de calor mínima. As variáveis de indução da fluorescência obtidas foram fluorescência inicial (F_0) e fluorescência máxima (F_m) e, a partir desses valores, foi obtido o rendimento quântico potencial do fotossistema II (FSII), $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$ (GENTY et al., 1989). As variáveis da fase lenta de indução da fluorescência foram obtidas sequencialmente com a

aplicação de uma iluminação actínica e um pulso de luz actínica saturante para a determinação das variáveis: fluorescência em amostra adaptada à luz antes do pulso de saturação (F) e fluorescência máxima em amostra adaptada à luz (F_m'). A partir desses parâmetros, foi possível calcular a fluorescência mínima do tecido vegetal iluminado, $F_0' = F_0 / [(F_m - F_0 / F_m) + (F_0 / F_m')]$ (OXBOROUGH; BAKER, 1997). O rendimento quântico efetivo de conversão fotoquímica de energia no PSII, $Y_{II} = (F_m' - F) / F_m'$, foi calculado de acordo com Genty et al. (1989) e Hendrickson et al. (2004). Também foi feito o cálculo do coeficiente de dissipação não fotoquímica, $NPQ = [(F_m - F_m') / F_m']$, por fim, o Y_{II} foi utilizado ainda para estimar a taxa aparente de transporte de elétrons, $ETR = Y_{II} \cdot PAR \cdot 0,84 \cdot 0,5$ (BILGER et al., 1995), em que PAR é o fluxo de fótons ($\mu \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) incidente sobre a folha, $0,5$ é o valor correspondente à fração de energia de excitação distribuída para o FSII (LAISK; LORETO, 1996) e $0,84$ é o valor correspondente à fração de luz incidente absorvida pelas folhas (EHLERINGER, 1981).

2.4.4 Determinação do conteúdo de clorofila

O conteúdo de carotenoides, clorofila *a*, *b* e total foi determinado em espectrofotômetro de UV-VIS (modelo Evolution 60S, Thermo Fisher Scientific Inc., MA, EUA) a 480; 649,1 e 665,1 nm, respectivamente, após a extração dos pigmentos de três discos foliares de 0,5 cm com 5 mL de CaCO_3 saturado em DMSO por 24 h em banho-maria a 65 °C. A clorofila *a* ($Cl_a = 12,4 \cdot A_{665,1} - 3,62 \cdot A_{649,1}$) e a clorofila *b* ($Cl_b = 25,06 \cdot A_{649,1} - 6,50 \cdot A_{665,1}$) foram calculadas de acordo com Wellburn (1994). Os valores de clorofilas *a*, *b* e totais nas folhas foram expressos em unidades de área ($\mu\text{g cm}^{-2}$).

2.4.5 Parâmetros Biométricos e obtenção da massa seca

Na avaliação experimental antes da separação das plantas em caule, folhas e raízes, foram feitas medições biométricas de altura e diâmetro do caule. Em seguida, os caules, folhas e raízes foram secos em estufa a 65 °C com circulação de ar forçada até massa constante para obtenção de massa seca separadamente.

2.4.6 Observação de associação entre fungos e raízes de soja

Para determinação da colonização radicular, frações de aproximadamente 0,4 g de raízes das plantas de cada tratamento foram separadas e conservadas em solução alcoólica (50% de etanol). As amostras de raízes previamente mantidas em álcool 50% foram despigmentadas pelo método de Koskey e Gemma (1989) modificado. As raízes foram

imersas em KOH (2%) e aquecidas em estufa a 90 °C por 120 minutos. Logo após, as raízes foram lavadas com água destilada e novamente aquecidas em uma nova solução de HCl (1%) por 30 minutos. Em seguida, as raízes foram coradas com o corante azul de tripano (0,05%) em lactoglicerol (PHILLIPS; HEYMAN, 1970) e aquecidas por 10 minutos.

O percentual de colonização radicular foi avaliado pela confecção de lâminas para microscopia com fragmentos das raízes, visualizando as estruturas em microscópio óptico com aumento de 200 vezes, conforme McGonigle et al. (1990).

2.5 Análise Estatística

Os vasos foram distribuídos em um delineamento inteiramente casualizado com 4 repetições e atribuídos os seguintes tratamentos: 1) ANTA82 na ausência do FMA sob condições irrigadas; 2) ANTA82 na ausência do FMA sob condições de déficit hídrico; 3) ANTA82 inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições irrigadas; 4) ANTA82 inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições de déficit hídrico; 5) BRXDESAFIO na ausência do FMA sob condições irrigadas; 6) BRXDESAFIO na ausência do FMA sob condições de déficit hídrico; 7) BRXDESAFIO inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições irrigadas; e 8) BRXDESAFIO inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições de déficit hídrico. Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Tukey (5%), utilizando o software SISVAR 5.6 (FERREIRA, 2011).

3. RESULTADOS

3.1 Potencial hídrico

O potencial hídrico no DH-3dias da cultivar ANTA82, para as plantas sem inoculante de FMA sob condição de déficit hídrico, Figura 1A, foi de Y_w -0,81 Mpa, e revelou redução significativa do seu status hídrico em comparação com as plantas inoculadas com *Glomus clarum* em condição de déficit hídrico. O potencial hídrico de Y_w -0,34 Mpa foi semelhante às plantas irrigadas com e sem FMA (Y_w -0,25; 0,21 Mpa), respectivamente. No DH-7dias, as plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico, Figura 1A, mantiveram seu potencial Y_w -0,59 Mpa semelhante às plantas sob plena irrigação com inoculante (Y_w -0,22 Mpa) e sem FMA (Y_w -0,32 Mpa), diferenciando-se das plantas sem FMA, sob condição de déficit hídrico, tendo obtido baixo potencial hídrico, Y_w -0,80 Mpa.

As plantas da cultivar BRXDESAFIO no DH-3dias, inoculadas com o fungo sob condição de déficit hídrico, Figura 1B, também mantiveram o potencial hídrico Y_w -0,26 Mpa, semelhante às plantas irrigadas com FMA (Y_w -0,22 Mpa) e sem o inóculo (Y_w -0,30 Mpa), diferindo significativamente das plantas sem FMA sob condição de déficit, que, com menor potencial hídrico Y_w -0,60 Mpa, obtiveram menor conteúdo hídrico que as demais. No DH-7dias, o fungo contribuiu positivamente para as plantas com FMA sob condição de déficit hídrico, Figura 2B, ao induzir potencial hídrico (Y_w -0,44 Mpa) similar às plantas irrigadas com e sem FMA (Y_w -0,20, -0,22 Mpa, respectivamente), tendo o destaque ficado pela grande diferença de potencial entre as plantas irrigadas e as plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (Y_w -0,71 Mpa).

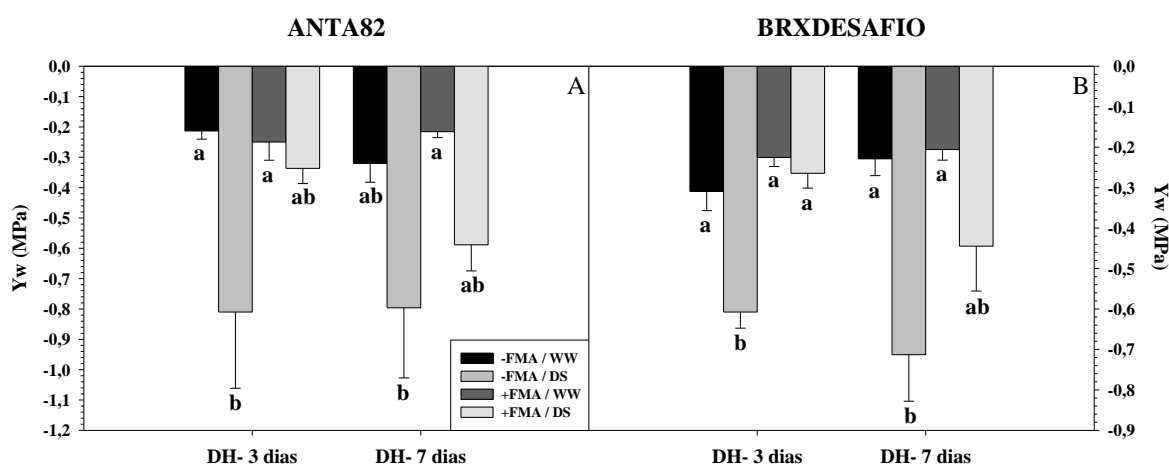


Figura 1: Potencial hídrico (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.2 Parâmetros biométricos

Para os parâmetros biométricos da cultivar ANTA82 no DH-7dias, as plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico, Figura 2A, tiveram sua altura significativamente reduzida (18,13 cm) em comparação com as plantas irrigadas com FMA (19,00 cm) e sem inoculante (20,25 cm). Para as plantas inoculadas em condição de déficit hídrico (18,30 cm), o fungo contribuiu para que sua altura fosse semelhante à altura das plantas irrigadas com FMA (Figura 2A). Já para o DH-3dias, não se observou diferença entre os tratamentos para a altura de plantas (Figura 2A).

A área foliar na cultivar ANTA82 no DH-7dias foi significativamente maior para as plantas irrigadas com FMA (254,03 cm²) e sem FMA (245,84 cm²), Figura 2E, do que para as plantas em condição de déficit hídrico com e sem FMA, 205,27 e 192,84 cm², respectivamente. Já no DH-3dias, não foi observada diferença para a área foliar (Figura 2E). Por fim, o diâmetro, Figura 2C, e a massa seca, Figura 2G, não diferiram entre os tratamentos tanto no DH-3dias como no DH-7dias.

Os parâmetros biométricos na cultivar BRXDESAFIO indicaram que, para a área foliar em DH-3dias, o FMA induziu que as plantas em condição de déficit hídrico com inoculação do FMA tivessem significativamente área foliar (225,16 cm²), Figura 2F, semelhante às plantas irrigadas sem FMA (239,47 cm²) e às plantas com FMA irrigadas (255,23 cm²). Ainda em comparação com as plantas inoculadas irrigadas que obtiveram maior área foliar, evidenciou-se ser significativamente maior do que as plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (189,46 cm²). Já no DH-7dias, Figura 2F, a área foliar não diferiu entre os tratamentos.

A massa seca na cultivar BRXDESAFIO em DH-7dias foi significativamente superior às plantas irrigadas com FMA (10,71 g), Figura 2H, em comparação com as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (5,99 g), ao apresentar o menor índice entre todos os tratamentos. Importante relevar a contribuição do FMA para massa seca das plantas inoculadas sob condição de déficit hídrico (7,2 g) ao apresentar semelhança com as plantas irrigadas sem FMA (9,99), enquanto no DH-3dias, Figura 2H, não se evidenciou diferença entre os tratamentos. Por fim, a altura, Figura 2B, e o diâmetro, Figura 2D, não diferiram entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

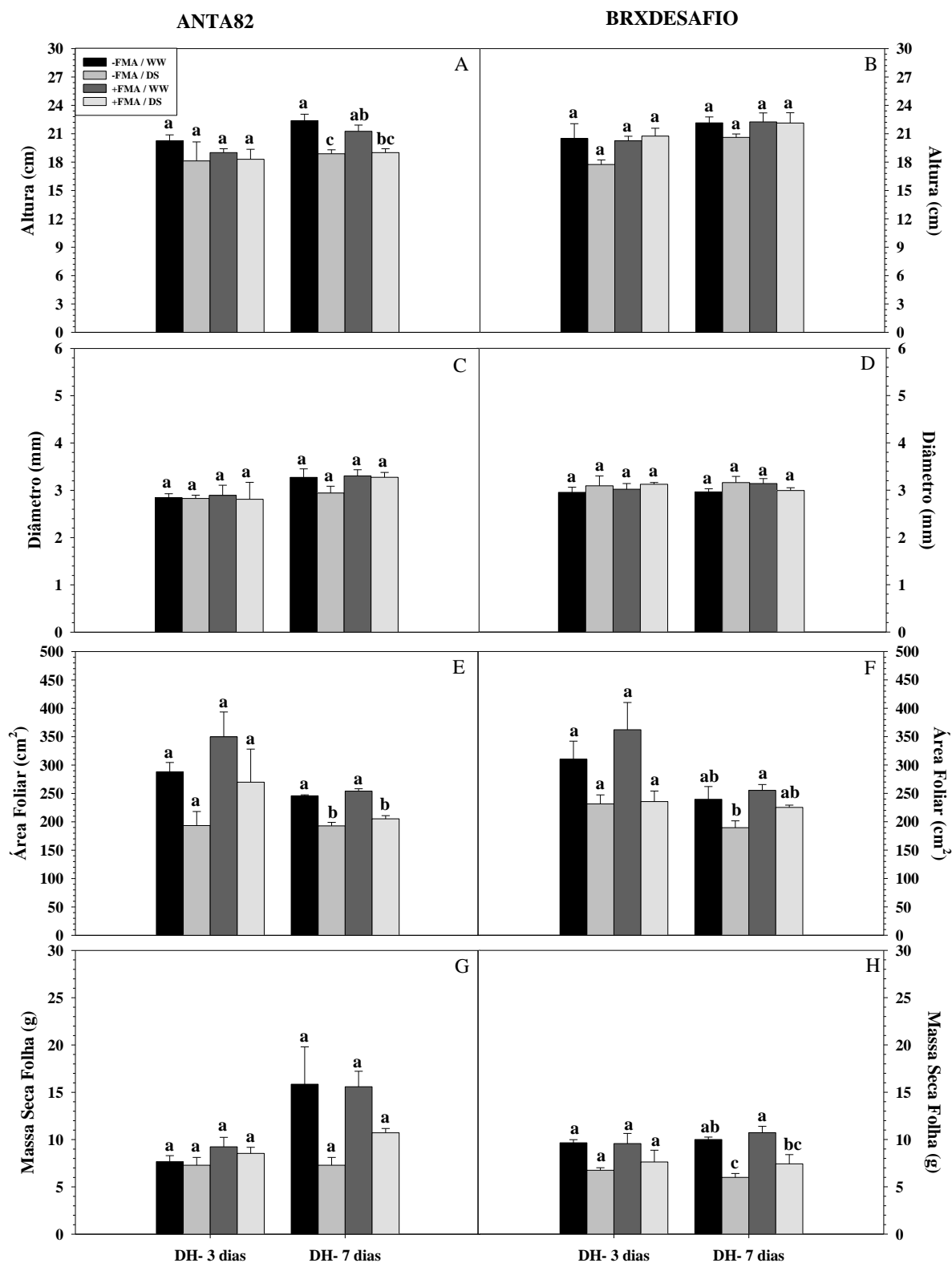


Figura 2: Altura (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), diâmetro (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), área foliar total (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), massa seca folha (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.3 Determinação do conteúdo de clorofila

Para conteúdo de clorofila da cultivar ANTA82 no DH-3dias, os fungos micorrízicos beneficiaram maior concentração de clorofila *a* nas plantas para os tratamentos com FMA em condição de déficit hídrico (26,09 $\mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3A, e irrigadas (25,05 $\mu\text{g cm}^{-2}$), que, mesmo em valor maior, se assemelhou às plantas irrigadas sem FMA (18,53 $\mu\text{g cm}^{-2}$), evidenciando teor significativamente superior às plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (12,77 $\mu\text{g cm}^{-2}$). Este benefício também foi verificado no DH-7dias, tendo as plantas inoculadas sob irrigação (24,17 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e em condição de déficit hídrico (22,79 $\mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3A, diferido significativamente com maior teor do que as plantas em déficit hídrico sem FMA (12,05 $\mu\text{g cm}^{-2}$), e para as planta irrigada sem FMA (21,60 $\mu\text{g cm}^{-2}$), sua concentração foi similar às plantas inoculadas.

A concentração de clorofila *b* na cultivar ANTA82 no DH-3dias mostrou teor de 10,95 $\mu\text{g cm}^{-2}$ nas plantas em condição de déficit hídrico com FMA, Figura 3C, e de 9,66 $\mu\text{g cm}^{-2}$ em plantas irrigadas com FMA, significativamente superior em comparação com as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA, que obtiveram apenas 5,54 $\mu\text{g cm}^{-2}$ de clorofila *b*. O FMA contribuiu positivamente na concentração desse pigmento nas plantas com FMA em condição de déficit hídrico, pois também diferiu das plantas irrigadas sem FMA (7,22 $\mu\text{g cm}^{-2}$). No DH-3dias, também foi observado que o teor de clorofila *b* foi significativamente superior em plantas com FMA sob condição de déficit hídrico (9,48 $\mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3C, em comparação com as plantas em déficit sem FMA (6,36 $\mu\text{g cm}^{-2}$), diferença evidenciada pela similaridade da concentração dessas plantas com FMA sob déficit hídrico com as plantas irrigadas com FMA (8,84 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e sem inoculante (8,78 $\mu\text{g cm}^{-2}$).

Para conteúdo de clorofila total da cultivar ANTA82 no DH-3dias, Figura 3E, houve maior incremento desses pigmentos nas plantas com FMA em condição de déficit hídrico (37,34 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e sob irrigação (34,71 $\mu\text{g cm}^{-2}$), embora se assemelhasse às plantas irrigadas sem FMA (25,75 $\mu\text{g cm}^{-2}$), significativamente superior às plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (18,31 $\mu\text{g cm}^{-2}$). Em relação ao DH-7dias, também apresentou valores maiores para as plantas com FMA em condição de déficit hídrico (32,27 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e irrigadas (33,01 $\mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3E, porém significativamente semelhante às plantas irrigadas sem FMA (30,38 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e superiores em comparação com as plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (18,41 $\mu\text{g cm}^{-2}$).

Para conteúdo de carotenoide na cultivar ANTA82 em DH-7dias, foi verificado que plantas com FMA sob condição de déficit hídrico, Figura 3G, obtiveram teor de $7,11 \mu\text{g cm}^{-2}$, significativamente similar às plantas irrigadas com FMA ($6,56 \mu\text{g cm}^{-2}$) e sem inoculante ($5,94 \mu\text{g cm}^{-2}$), e superior às plantas sem FMA sob déficit hídrico ($4,32 \mu\text{g cm}^{-2}$), enquanto em relação ao DH-3dias, Figura 3G, não diferiu entre os tratamentos.

O conteúdo de clorofila *a* da cultivar BRXDESAFIO no DH-3dias mostrou importância do FMA para a concentração de clorofila *a* nas plantas com FMA em condição de déficit hídrico, cuja concentração ($24,47 \mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3B, foi semelhante às plantas irrigadas com FMA ($30,14 \mu\text{g cm}^{-2}$) e às plantas irrigadas sem FMA ($18,46 \mu\text{g cm}^{-2}$), mesmo tendo valor maior em relação a esta última. Esse importante papel do fungo pode ser referido pelo baixo valor de clorofila nas plantas em condição de déficit hídrico sem FMA, concentrando apenas ($11,86 \mu\text{g cm}^{-2}$) de clorofila *a*. No DH-7dias, também foram observados os mesmos indícios, em que plantas em condição de déficit hídrico com FMA tiveram seu valor de clorofila ($25,02 \mu\text{g cm}^{-2}$) semelhante às plantas irrigadas com FMA ($31,61 \mu\text{g cm}^{-2}$) e sem FMA ($16,85 \mu\text{g cm}^{-2}$). As plantas em déficit hídrico sem FMA tiveram significativamente baixa concentração ($11,22 \mu\text{g cm}^{-2}$), indicando menor atividade na absorção de luz e, em consequência, menor transferência de elétrons para o centro de reação.

Em relação à concentração de clorofila *b* da cultivar BRXDESAFIO no DH-3dias, as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA obtiveram $5,93 \mu\text{g cm}^{-2}$, de clorofila *b*, Figura 3D, diferenciando-se das demais, que obtiveram menor concentração. Nas plantas em condição de déficit hídrico com FMA, a concentração de $9,85 \mu\text{g cm}^{-2}$ foi semelhante à concentração das plantas irrigadas sem FMA ($8,11 \mu\text{g cm}^{-2}$) e das plantas inoculadas ($11,55 \mu\text{g cm}^{-2}$). Em relação ao DH-7dias, a concentração de $12,59 \mu\text{g cm}^{-2}$ nas plantas com FMA em condição de déficit hídrico foi significativamente superior às plantas não inoculadas com FMA irrigadas ($7,07 \mu\text{g cm}^{-2}$) e em déficit hídrico ($5,95 \mu\text{g cm}^{-2}$). Em comparação com as plantas sob irrigação ($10,01 \mu\text{g cm}^{-2}$), foram semelhantes. A concentração de clorofila total nesta cultivar, Figura 3F, não diferiu entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

A concentração de carotenoides da cultivar BRXDESAFIO no DH-3dias foi maior nas plantas inoculadas com FMA irrigadas ($7,57 \mu\text{g cm}^{-2}$) e sob condição de déficit hídrico ($6,59 \mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3H, semelhante às plantas irrigadas sem FMA ($5,46 \mu\text{g cm}^{-2}$) e significativamente superior em comparação com as plantas em déficit hídrico sem inoculante de FMA ($4,30 \mu\text{g cm}^{-2}$). No DH-7dias, também houve diferença entre as

plantas inoculadas com FMA e as não inoculadas. As plantas inoculadas em condição de déficit hídrico ($8,08 \mu\text{g cm}^{-2}$), Figura 3H, foram significativamente superiores em comparação com as plantas sem FMA irrigadas ($4,33 \mu\text{g cm}^{-2}$) e sob déficit hídrico ($3,90 \mu\text{g cm}^{-2}$), mas semelhantes às plantas inoculadas irrigadas ($6,24 \mu\text{g cm}^{-2}$).

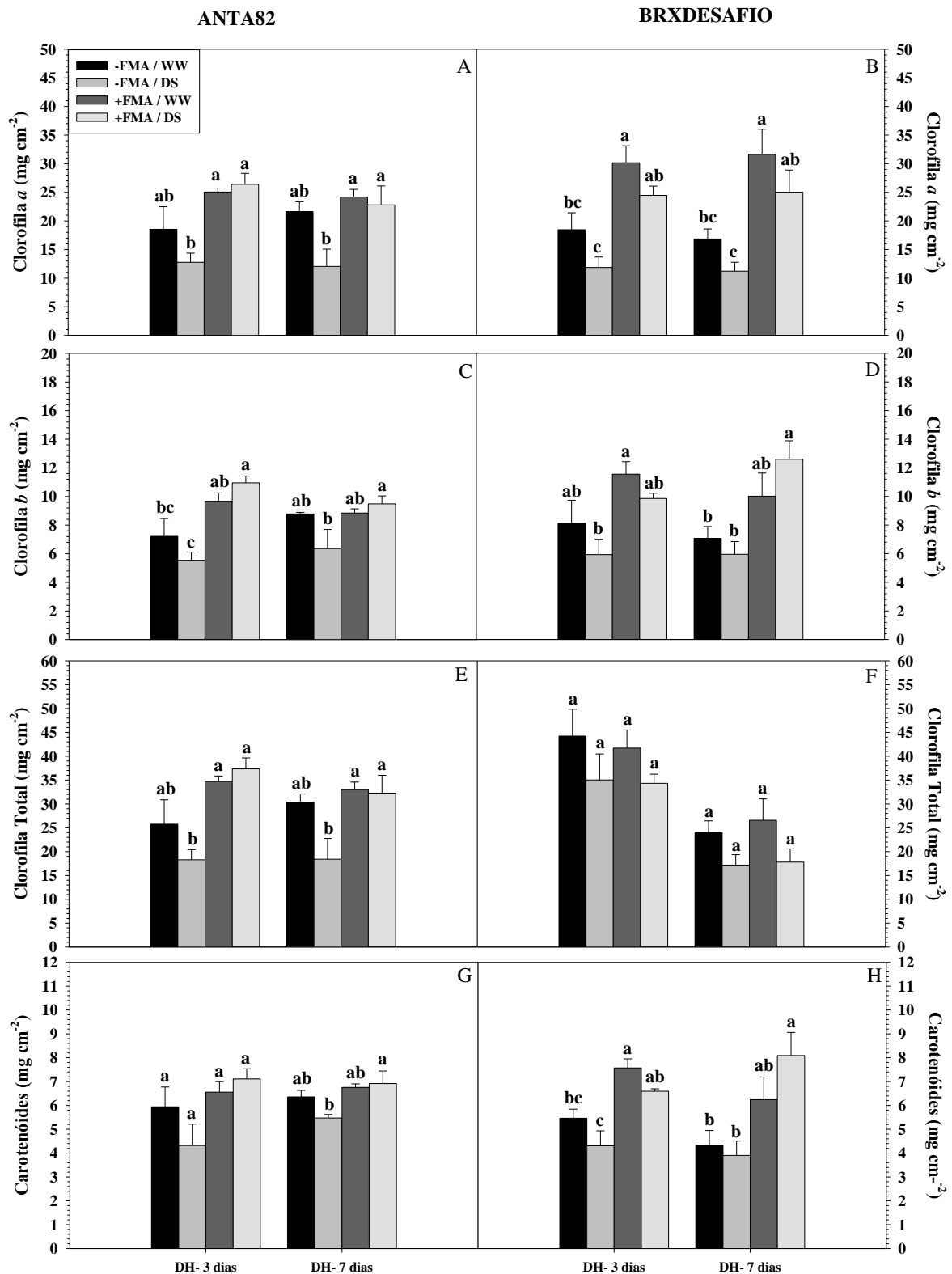


Figura 3: Concentração de clorofila *a* (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), clorofila *b* (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), total de clorofila (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), total de carotenoides (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS=

plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.4 Medições fisiológicas

Na avaliação de trocas gasosas da cultivar ANTA82, a condutância estomática em DH-3dias apresentou maior valor para as plantas irrigadas sem inoculação de FMA ($0,21 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 4C, significativamente maior que nas plantas em déficit hídrico sem inoculação de FMA ($0,08 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e semelhante às plantas inoculadas com FMA em condição irrigada ($0,18 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e sob déficit hídrico ($0,13 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). No DH-7dias, Figura 4C, os tratamentos não diferiram entre si. A taxa fotossintética (*A*), Figura 4A, a transpiração (*E*), Figura 4E, a *Ci/Ca*, Figura 4G, a eficiência do uso da água (*EUA*), Figura 4I, e a eficiência intrínseca do uso da água (*EiUA*), Figura 4K, na cultivar ANTA82 não diferiram entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

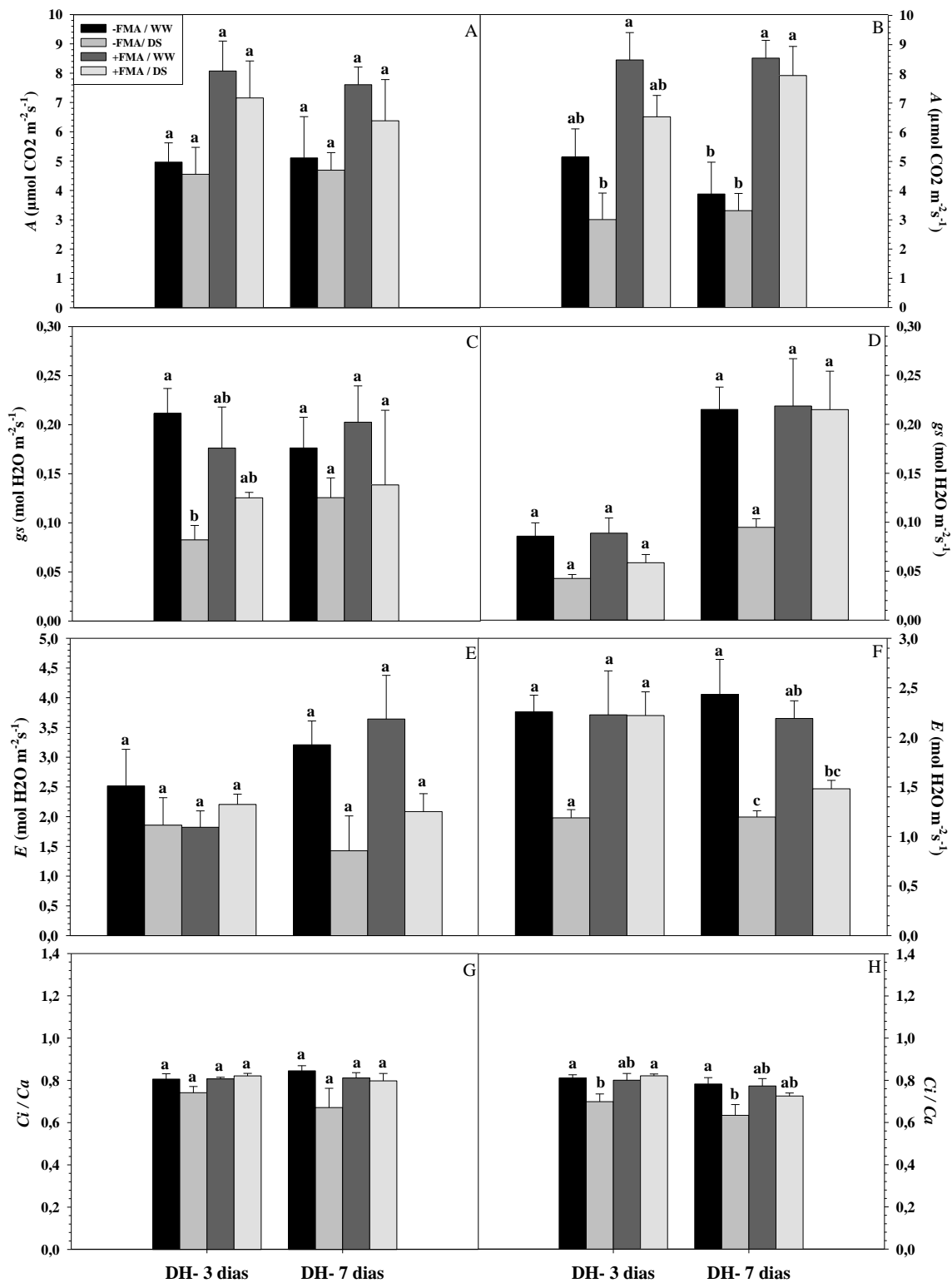
Para as avaliações fisiológicas na cultivar BRXDESAFIO, a taxa fotossintética (*A*) em DH-3dias obteve maior valor para as plantas irrigadas com FMA ($8,47 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 4B, similar às plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico ($6,52 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e às plantas irrigadas sem FMA ($5,15 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e superior às plantas em déficit hídrico sem FMA ($3,01 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). No DH-7dias, foi observada a importância dos fungos micorrízicos para as plantas, que tiveram taxa fotossintética significativamente semelhante às plantas inoculadas com FMA sob irrigação ($7,94 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e sob condição de déficit hídrico ($5,53 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 4B, e superior às plantas não inoculadas com FMA irrigadas, $3,88 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, e em déficit hídrico, $3,31 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$.

A transpiração (*E*) da cultivar BRXDESAFIO em DH-7dias foi maior nas plantas irrigadas com FMA ($2,19 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 4F, e sem FMA ($2,43 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), quando em comparação com as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA ($1,19 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e para as plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico ($1,48 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), destacando-se pela semelhança com as plantas irrigadas inoculadas no DH-3dias, Figura 4F, que não diferiu entre os tratamentos.

O *Ci/Ca* da cultivar BRXDESAFIO no DH-3dias foi semelhante entre as plantas inoculadas com FMA sob condição de déficit hídrico (0,82) e irrigadas (0,80), Figura 4H, além das plantas irrigadas sem FMA (0,81). O destaque ficou para atribuição do FMA às plantas inoculadas em condição de déficit hídrico, que foi significativamente superior às

plantas não inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,69). No DH-7dias, também se observou semelhança entre as plantas em condição de déficit hídrico sob inoculação do FMA (0,72), Figura 4H, e as plantas irrigadas com FMA (0,77) e sem FMA (0,78), sendo que as plantas não inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,63) foram significativamente inferiores em comparação com as plantas irrigadas sem FMA.

A eficiência do uso da água (*EUA*) na cultivar BRXDESAFIO em DH-7dias nas plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico ($5,38 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$), Figura 4J, foi significativamente superior às plantas não inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico ($2,80 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) e irrigadas ($1,54 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$), além de se assemelhar às plantas irrigadas sob inoculação do FMA ($4,02 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$). Já no DH-3dias, Figura 4J, a concentração não diferiu entre os tratamentos. Por fim, a condutância estomática (*gs*), Figura 4D, e a eficiência intrínseca do uso da água (*EiUA*), Figura 4L, não diferiram entre os tratamentos, tanto no DH-3dias como no DH-7dias.



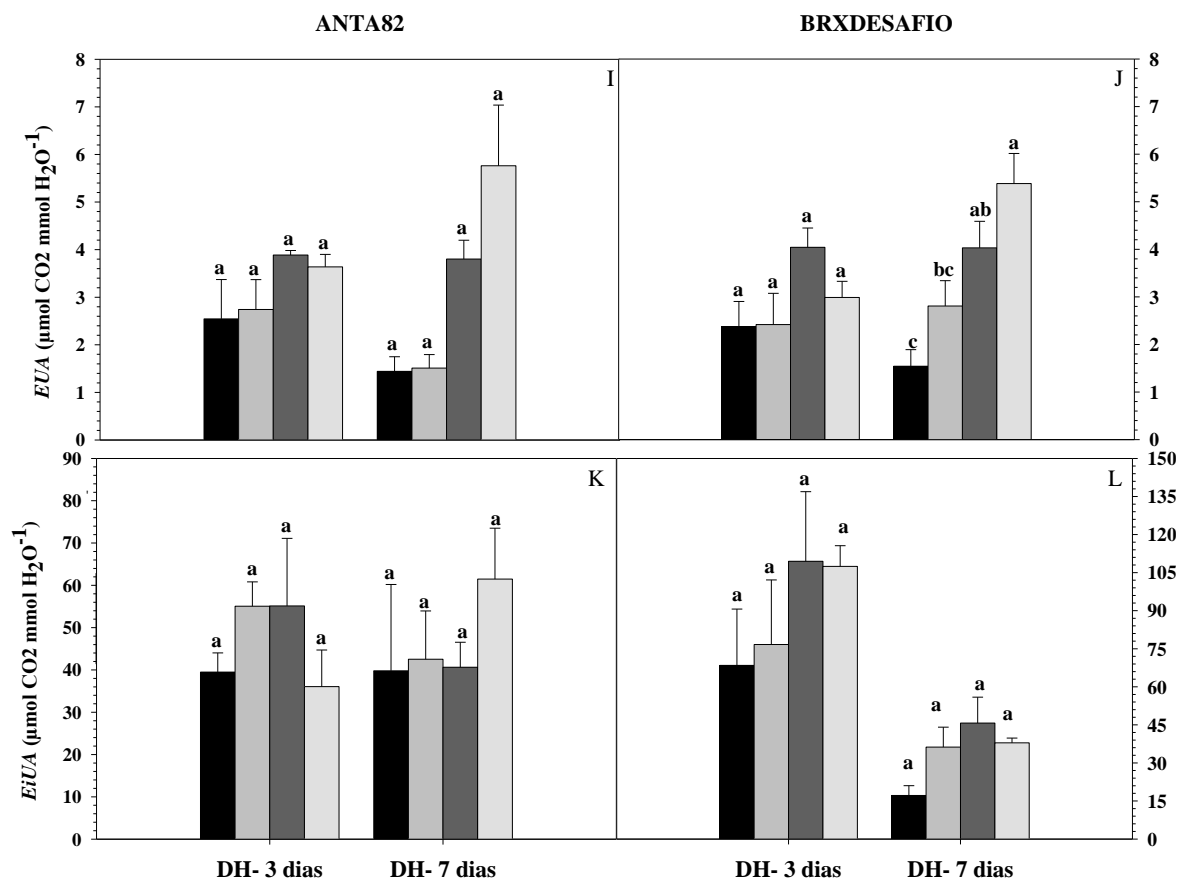


Figura 4: Taxa fotossintética (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), condutância estomática (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), transpiração (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), concentração interna e externa de CO₂ (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H), eficiência do uso da água (ANTA82=I) (BRXDESAFIO=J), eficiência intrínseca do uso da água (ANTA82=K) (BRXDESAFIO=L) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.5 Fluorescência da Clorofila a

Os resultados mostraram para a cultivar ANTA82 que a fluorescência inicial (F₀) em DH-7dias nas plantas irrigadas sem inoculante de FMA (311,25), Figura 5E, foi significativamente superior às plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (230,50) e sob irrigação (221,00), como também às plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (188,00), enquanto para DH-3dias, Figura 5E, a fluorescência inicial (F₀) não diferiu entre os tratamentos.

O rendimento quântico máximo potencial do FSII (F_v/F_m) na cultivar ANTA82 no DH-7dias as plantas irrigadas com FMA (0,76) e sem FMA (0,76), Figura 5G, foi

significativamente superior às plantas sem inoculação sob déficit (0,66), mas similar às plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,73), enquanto para DH-3dias, Figura 5G, não houve diferença entre os tratamentos.

O coeficiente de dissipação não fotoquímico (NPQ) na cultivar ANTA82 no DH-3dias, Figura 5I, apresentou alto valor para as plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (1,42), significativamente superior às plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,65) e irrigadas (0,51) e similar às plantas irrigadas sem FMA (1,17). No DH-7dias, Figura 5I, não se evidenciou diferença entre os tratamentos. Por fim, o rendimento quântico efetivo do FSII (YII), Figura 5A, e o transporte de elétrons (ETR), Figura 5C, da cultivar ANTA82 não diferiram entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

Na cultivar BRXDESAFIO, o rendimento quântico máximo potencial do FSII (Fv/Fm) em DH-3dias mostra que as plantas inoculadas com FMA sob condição de déficit hídrico (0,74), Figura 5G, e irrigadas (0,74) são significativamente semelhantes às plantas irrigadas sem FMA (0,64) e superiores às plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (0,59). No DH-7dias, Figura 5G, não se evidenciou diferença entre os tratamentos.

O coeficiente de dissipação não fotoquímico (NPQ) na cultivar BRXDESAFIO em DH-3dias indicou semelhança entre as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (1,72), Figura 5J, e com FMA (1,29), além das plantas irrigadas com inoculante de FMA (1,13). As plantas em déficit hídrico em inoculação de FMA foram significativamente superiores às plantas irrigadas sem FMA (0,36). No DH-7dias, as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (1,47), Figura 5J, foram significativamente superiores às plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,66) e irrigadas (0,42), além das plantas irrigadas sem FMA (0,45). Por fim, o rendimento quântico efetivo do FSII (YII), Figura 5B, o transporte de elétrons (ETR), Figura 5D, e a fluorescência inicial (F0), Figura 5F, não diferiram entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

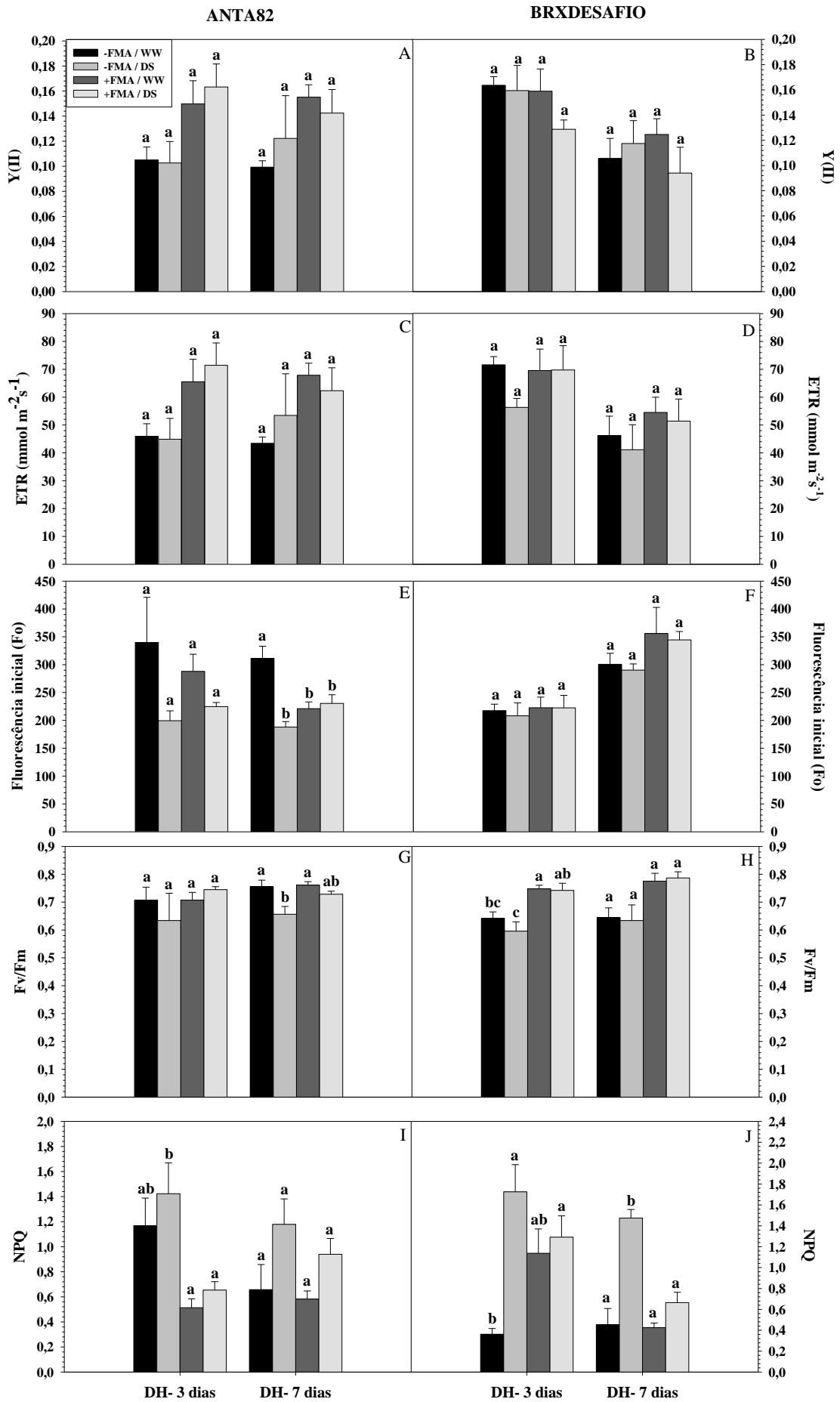


Figura 5: Rendimento quântico efetivo do FSII (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B), transporte de elétrons (ANTA82=C) (BRXDESAFIO=D), Fluorescência inicial (ANTA82=E) (BRXDESAFIO=F), rendimento quântico máximo potencial do FSII (ANTA82=G) (BRXDESAFIO=H) e coeficiente de dissipação não-fotoquímico (ANTA82=I) (BRXDESAFIO=J) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.6 Massa seca da raiz

A massa seca da raiz na cultivar ANTA82 e BRXDESAFIO, Figura 6, não diferiu entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

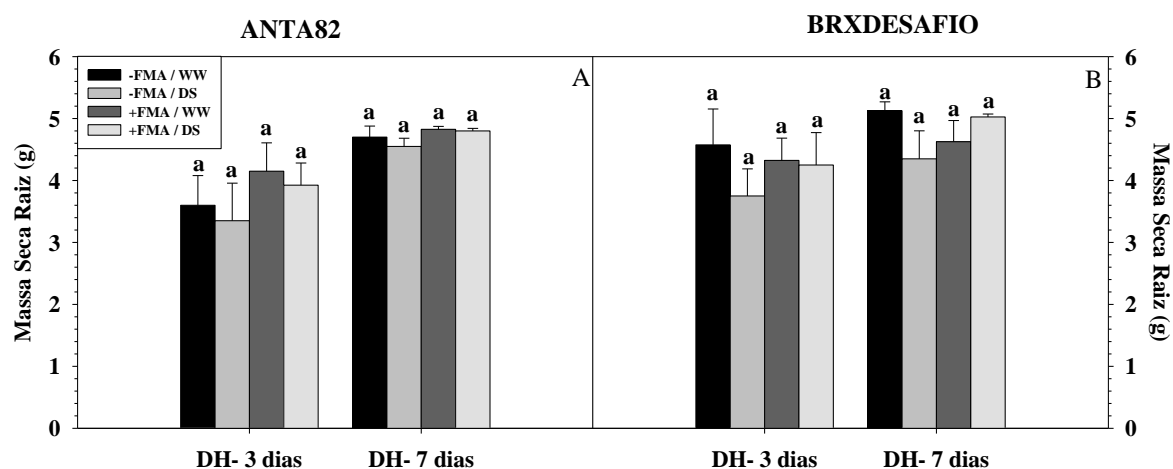


Figura 6: Massa seca do sistema radicular (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%)

3.7 Colonização micorrízica

O percentual de colonização na cultivar ANTA82 em DH-7dias, Figura 7A, foi significativamente semelhante entre as plantas inoculadas com FMA sob condição de déficit hídrico (19,50 %) e entre as plantas com FMA sob irrigação (12,25 %), e superiores às plantas sem inoculação de FMA em irrigação (3,75 %) e sob condição de déficit hídrico (4,50 %), enquanto em DH-3dias, Figura 7A, não diferiu entre os tratamentos.

O percentual de colonização na cultivar BRXDESAFIO, Figura 7B, não diferiu entre os tratamentos nas condições de DH-3dias e DH-7dias.

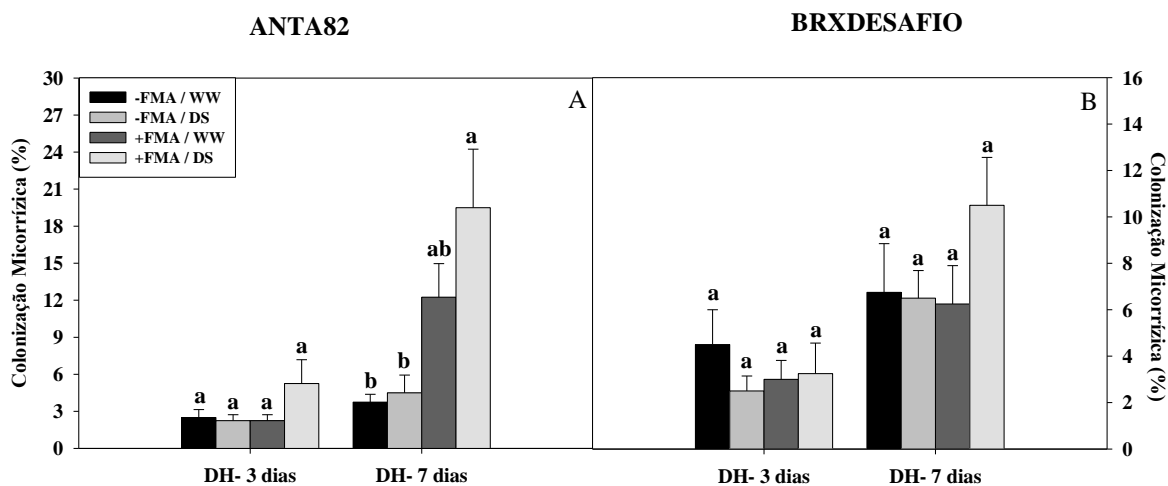


Figura 7: Avaliação do percentual de colonização micorrízica (ANTA82=A) (BRXDESAFIO=B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH- 3 dias) e 7 (DH- 7 dias) dias. -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

Imagem de lâminas microscópicas das raízes de soja (ANTA82) indica a colonização micorrízica pelo FMA pela presença de arbúsculos (Figura 8).

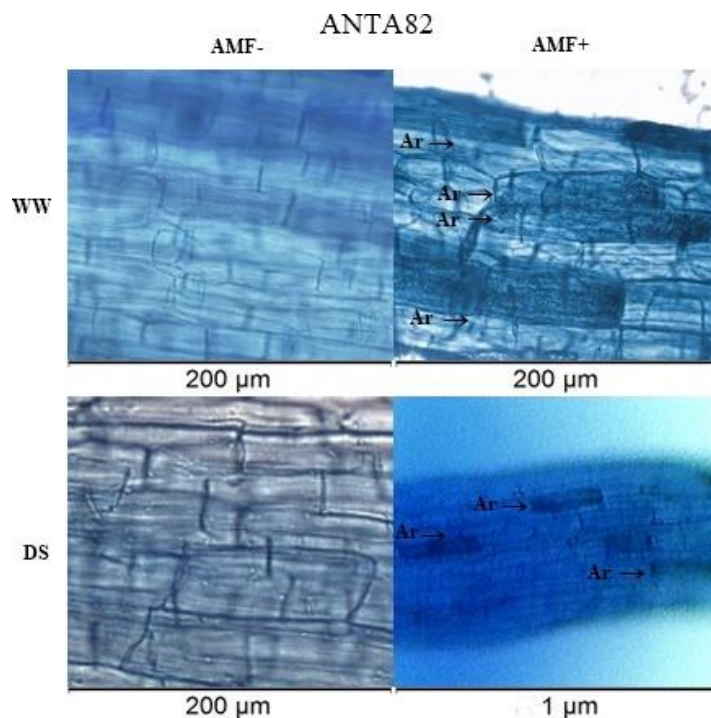


Figura 8: Imagem do córtex radicular indicando a colonização dos fungos micorrízicos em plantas de soja, cultivar ANTA82, com e sem inoculação de FMA, em condição de irrigação e déficit hídrico. Ar = arbúsculos, WW= plantas em condição de irrigação, DS= plantas em condição de déficit hídrico, +AMF= plantas inoculadas com FMA, -AMF= plantas sem inoculação de FMA.

Imagem de lâminas microscópicas das raízes de soja (BRXDESAFIO) indica a colonização micorrízica pelo FMA pela presença de arbúsculos (Figura 8).

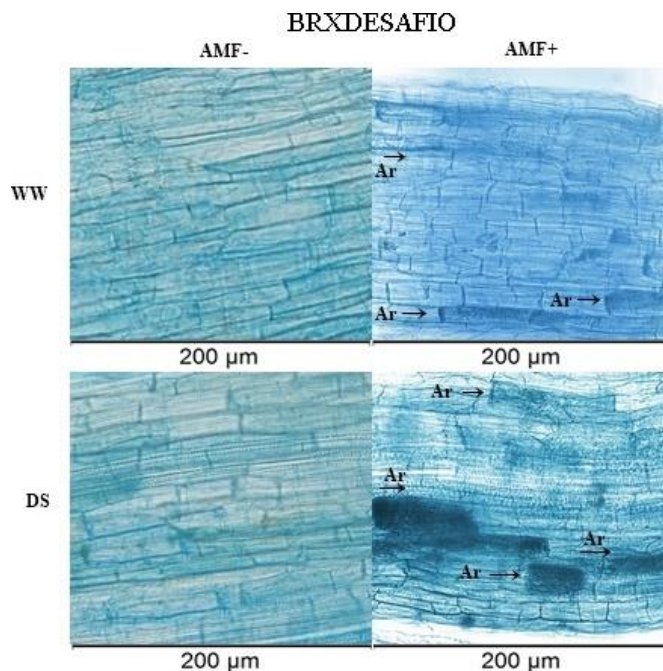


Figura 9: Imagem do córtex radicular indicando a colonização dos fungos micorrízicos em plantas de soja, cultivar BRXDESAFIO, com e sem inoculação de FMA, em condição de irrigação e déficit hídrico. Ar = arbúsculos, WW= plantas em condição de irrigação, DS= plantas em condição de déficit hídrico, +AMF= plantas inoculadas com FMA, -AMF= plantas sem inoculação de FMA.

3.8 Avaliação nutricional

A concentração de macronutrientes obtida no DH-3dias, Tabela 2, em folhas da cultivar ANTA82 mostra que, para nitrogênio (N) em plantas inoculadas com FMA sob irrigação, o teor de 4,88% foi superior às plantas em condição de déficit hídrico sob inoculação de FMA (3,75%) e não inoculadas (3,68%), bem como superior às plantas irrigadas sem inoculação de FMA (2,83%). O conteúdo de fósforo (P) nas plantas inoculadas com FMA em déficit hídrico (0,16%) foi semelhante às plantas irrigadas sob inoculação de FMA (0,12%) e não inoculadas (0,13%) e significativamente superior às plantas não inoculadas com FMA em déficit hídrico (0,11). A concentração de potássio (K) nas plantas inoculadas com FMA em déficit hídrico (1,32%) assemelhou-se às irrigadas (1,18%) e foi significativamente superior às plantas sem inoculação de FMA sob condição de irrigação (1,10%) e em déficit hídrico (1,02%). O conteúdo de cálcio (Ca), magnésio (Mg) e enxofre (S) não diferiu entre os tratamentos.

Nas raízes da cultivar ANTA82, observa-se que o nitrogênio nas plantas inoculadas com FMA sob irrigação (3,30%) se assemelhou às plantas em déficit hídrico (2,98%) e significativamente superior às plantas sem inoculação do FMA em condição de

déficit hídrico (2,85%) e sob irrigação (2,35%), enquanto a concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Na cultivar BRXDESAFIO, a concentração de nitrogênio nas folhas das plantas irrigadas sem inoculação de FMA (4,50%) foi superior às plantas inoculadas com FMA sob déficit hídrico (3,97%) e irrigadas (3,90%), além das plantas sem inoculante de FMA em condição de déficit hídrico (4,08%). A concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos. Para as raízes, a concentração de N, P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Tabela 1: Concentração de macronutrientes em folhas e raízes de soja nas cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO na primeira coleta em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico por 3 (DH-3dias). N= nitrogênio, P= fósforo, K= potássio, Ca= cálcio, Mg= magnésio, S= enxofre, -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

| MACRONUTRIENTES DH-3dias | | | | | | |
|---------------------------------|-------------|--------------|--------------|--------------|----------------|--------------|
| FOLHA | | | | | | |
| | N | P | K | Ca | Mg | S |
| | % | | | | | |
| ANTA82 -FMA/WW | 2,83 c | 0,13 ab | 1,10 b | 1,43 a | 0,45 a | 0,01 a |
| ANTA82 -FMA DS | 3,68 b | 0,11 b | 1,02 b | 1,41 a | 0,41 a | 0,01 a |
| ANTA82 +FMA/WW | 4,88 a | 0,12 ab | 1,18 ab | 1,27 a | 0,41 a | 0,01 a |
| ANTA82 +FMA/DS | 3,75 b | 0,16 a | 1,32 a | 1,35 a | 0,45 a | 0,02 a |
| CV (%) | 3,52 | 14,39 | 8,77 | 8,68 | 7,43 | 46,19 |
| BRXDESAFIO -FMA /WW | 4,50 a | 0,14 a | 1,26 a | 1,26 a | 0,35 a | 0,02 a |
| BRXDESAFIO -FMA /DS | 4,08 b | 0,12 a | 1,04 a | 1,39 a | 0,40 a | 0,02 a |
| BRXDESAFIO +FMA /WW | 3,90 b | 0,11 a | 0,96 a | 1,64 a | 0,49 a | 0,01 a |
| BRXDESAFIO +FMA /DS | 3,97 b | 0,10 a | 0,96 a | 1,67 a | 0,48 a | 0,02 a |
| CV (%) | 2,58 | 14,70 | 18,15 | 15,46 | 14,53 a | 96,05 |
| RAIZ | | | | | | |
| | N | P | K | Ca | Mg | S |
| | % | | | | | |
| ANTA82 -FMA /WW | 2,35 c | 0,08 a | 1,54 a | 0,38 a | 0,65 a | 0,02 a |
| ANTA82 -FMA /DS | 2,85 b | 0,09 a | 1,50 a | 0,40 a | 0,72 a | 0,01 a |
| ANTA82 +FMA /WW | 3,30 a | 0,08 a | 1,22 a | 0,42 a | 0,65 a | 0,02 a |
| ANTA82 +FMA /DS | 2,98 ab | 0,10 a | 1,26 a | 0,42 a | 0,69 a | 0,02 a |
| CV (%) | 6,73 | 17,23 | 20,01 | 16,90 | 15,86 | 38,89 |
| BRXDESAFIO -FMA /WW | 2,03 a | 0,11 a | 1,10 a | 0,40 a | 0,63 a | 0,03 a |
| BRXDESAFIO -FMA /DS | 1,93 a | 0,09 a | 1,02 a | 0,43 a | 0,54 a | 0,04 a |
| BRXDESAFIO +FMA /WW | 2,00 a | 0,10 a | 1,06 a | 0,40 a | 0,69 a | 0,02 a |
| BRXDESAFIO +FMA /DS | 2,20 a | 0,11 a | 1,00 a | 0,42 a | 0,60 a | 0,03 a |
| CV (%) | 6,87 | 10,80 | 27,71 | 10,54 | 14,09 | 32,35 |

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

Para a concentração de macronutrientes obtida no DH-7dias, Tabela 3, em folhas da cultivar ANTA82, observa-se que, para o nitrogênio (N) em plantas irrigadas com inoculação de FMA, o teor de 4,68% se assemelhou às não inoculadas (4,53%) e foi significativamente superior às plantas em condição de déficit sob inoculação de FMA (4,20%) e sem inoculação (3,88%). A concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Nas raízes de soja da cultivar ANTA82, o nitrogênio nas plantas sem inoculação de FMA em condição de déficit hídrico (3,70%) foi superior às irrigadas (2,30%), bem como à concentração das plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (2,13) e sob irrigação (2,03). A concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Para a cultivar BRXDESAFIO, a concentração de nitrogênio nas plantas sem inoculação de FMA sob irrigação (4,33%) foi superior às plantas em condição de déficit hídrico (3,55%), como também em comparação com as plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (3,97%) e sob irrigação (3,90 %). A concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Nas raízes de soja da cultivar BRXDESAFIO, o nitrogênio nas plantas inoculadas com FMA sob irrigação (3,50%) foi superior às plantas em condição de déficit hídrico (1,98%), como também em comparação com as plantas sem inoculação de FMA em condição de déficit hídrico (1,95%) e sob irrigação (2,30%). A concentração de P, K, Ca, Mg e S não diferiu entre os tratamentos.

Tabela 2: Concentração de macronutrientes em folhas e raízes de soja nas cultivares ANTA82 e BRXDESAFIO na segunda coleta em plantas de soja, com e sem inoculação, sob irrigação e déficit hídrico por 7 (DS-2) dias. N= nitrogênio, P= fósforo, K= potássio, Ca= cálcio, Mg= magnésio, S= enxofre, -FMA/WW= plantas não inoculadas sob irrigação, -FMA/DS = plantas não inoculadas sob déficit hídrico, +FMA/WW= plantas inoculadas sob irrigação, +FMA/DS= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

| MACRONUTRIENTES DH-7dias | | | | | | |
|---------------------------------|-------------|--------------|--------------|--------------|--------------|---------------|
| FOLHA | | | | | | |
| | N | P | K | Ca | Mg | S |
| | % | | | | | |
| ANTA82 -FMA/WW | 4,53 a | 0,10 a | 1,06 a | 1,44 a | 0,52 a | 0,01 a |
| ANTA82 -FMA /DS | 3,88 c | 0,11 a | 1,12 a | 1,10 a | 0,50 a | 0,02 a |
| ANTA82 AMF+/WW | 4,68 a | 0,10 a | 1,12 a | 1,33 a | 0,51 a | 0,02 a |
| ANTA82 AMF+/DS | 4,20 b | 0,11 a | 1,25 a | 1,37 a | 0,56 a | 0,01 a |
| CV (%) | 2,81 | 7,39 | 19,95 | 25,30 | 17,89 | 34,05 |
| BRXDESAFIO -FMA /WW | 4,33 a | 0,10 a | 1,02 a | 1,66 a | 0,49 a | 0,01 a |
| BRXDESAFIO -FMA /DS | 3,55 c | 0,12 a | 0,90 a | 1,57 a | 0,46 a | 0,01 a |
| BRXDESAFIO AMF+/WW | 3,90 b | 0,11 a | 0,96 a | 1,64 a | 0,49 a | 0,01 a |
| BRXDESAFIO AMF+/DS | 3,97 b | 0,10 a | 0,96 a | 1,67 a | 0,48 a | 0,02 a |
| CV (%) | 2,83 | 15,24 | 8,94 | 8,90 | 12,96 | 111,81 |
| RAIZ | | | | | | |
| ANTA82 -FMA /WW | 2,30 b | 0,09 a | 0,54 a | 0,48 a | 0,36 a | 0,02 a |
| ANTA82 -FMA /DS | 3,70 a | 0,11 a | 0,74 a | 0,66 a | 0,36 a | 0,01 a |
| ANTA82 AMF+/WW | 2,03 b | 0,08 a | 0,66 a | 0,65 a | 0,38 a | 0,03 a |
| ANTA82 AMF+/DS | 2,13 b | 0,09 a | 0,54 a | 0,49 a | 0,34 a | 0,02 a |
| CV (%) | 5,28 | 18,72 | 40,97 | 48,21 | 18,98 | 52,21 |
| BRXDESAFIO -FMA /WW | 2,30 b | 0,09 a | 0,58 a | 0,42 a | 0,31 a | 0,03 a |
| BRXDESAFIO -FMA /DS | 1,95 b | 0,11 a | 0,60 a | 0,50 a | 0,33 a | 0,03 a |
| BRXDESAFIO -FMA /WW | 3,50 a | 0,10 a | 0,62 a | 0,77 a | 0,33 a | 0,01 a |
| BRXDESAFIO -FMA /DS | 1,98 b | 0,10 a | 0,60 a | 0,51 a | 0,30 a | 0,02 a |
| CV (%) | 9,92 | 11,08 | 18,66 | 51,48 | 26,53 | 50,85 |

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

4. DISCUSSÃO

Após submeter ao déficit hídrico plantas de soja, observou-se que as plantas em déficit sob inoculação do FMA nas duas cultivares, Figuras 1A e B, mantiveram seu potencial hídrico semelhante às plantas irrigadas, diferentemente do que ocorreu nas plantas não inoculadas em déficit, que tiveram no seu estado hídrico um potencial bem abaixo das plantas irrigadas (Figuras 1A e B). Este resultado se assemelha ao encontrado por Zou et al., (2017), ao verificarem que plantas de *Poncirus trifoliata* sem inoculação sob condição de déficit hídrico tiveram seu potencial hídrico diminuído, enquanto as plantas inoculadas em déficit aumentaram significativamente em 20 % seu potencial hídrico, que foi determinante para manter um estado hídrico similar às plantas irrigadas. O

déficit hídrico é ocasionado pela redução no suprimento de água, ou seja, a disponibilidade de água no solo é muito menor do que a necessidade de absorção da planta, podendo promover efeitos negativos para o estado hídrico da planta (GILBERT; MEDINA, 2016). Como observado neste experimento, também ocorreu a mesma situação, conforme Ouldali et al. (2018), em que o potencial hídrico das plantas de *Olea europaea* inoculadas com *Glomus* spp. não foi tão afetado quanto as plantas que não foram inoculadas durante os 40 dias de déficit, o que pode ser explicado também pela diferença ao comparar a condutância estomática entre plantas em déficit inoculadas ($0,026 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e sem inoculação, que deu valor nulo, com isso concluiu-se que o FMA melhora a capacidade da planta em resistir aos efeitos do déficit hídrico.

De acordo com Chen et al. (2012), em plantas de trigo, o potencial hídrico pode ser reduzido pelo déficit hídrico, ocasionando redução do turgor, que levará à menor condutância estomática, diminuindo então a fotossíntese, que resultará no menor crescimento das plantas e, assim, menor produtividade. Deste modo, um dos efeitos mais importantes do déficit hídrico é observado no crescimento das culturas e, posteriormente, na produção (ALBACETE et al., 2014). Então, como mecanismo de resposta ao déficit, as plantas promovem, em situação de déficit hídrico, aumento do sistema radicular para ter maior condição de absorver água, mas um efeito negativo perante a atividade é a restrição do crescimento na parte aérea, do número de folhas e de brotos (JIN et al. 2015). Dessas alterações pelo efeito do déficit, mesmo não observando diferença no aumento da massa seca da raiz, Figuras 6A e B, foi possível notar redução no crescimento das plantas sob déficit sem a presença do fungo, Figura 1A, que no DH-7dias foi significativamente menor em comparação com as plantas irrigadas, enquanto o FMA contribuiu para um melhor crescimento ao se assemelhar às plantas inoculadas irrigadas (Figura 1A). Este efeito positivo do fungo para o crescimento também foi exposto por Boyer et al. (2015) ao inocular os fungos *Funneliformis geosporus* e *Funneliformis mosseae* em plantas de morango, que beneficiaram seu crescimento em condição de déficit hídrico, aumentando a altura significativamente em comparação com as plantas não inoculadas.

Além disso, outro procedimento adaptativo sob condição de déficit hídrico é a manutenção do turgor foliar, que desempenha papel fundamental na regulação estomática e, conseqüentemente, na atividade fotossintética (LIPIEC et al., 2013). Essa manutenção do turgor permite que as plantas não percam água para o ambiente, mas, em contrapartida, reduz a fluidez do aparato fotossintético, pois, com menor potencial hídrico, as plantas sem inoculante, Figuras 1A e B, também terão menor crescimento e, assim, menor área foliar,

Figura 2F, consequentemente, massa seca reduzida (Figura 2H). O mesmo foi observado por Oliveira et al. (2017) em plantas de *Cicer arietinum* sob diferentes níveis de déficit, que tiveram seu crescimento reduzido, comparado às plantas sob déficit hídrico, mas inoculadas com o fungo *Rhizophagus irregularis*. Assim, pode-se atribuir importância dos fungos micorrízicos aos vegetais, pois, a soja, mesmo sob déficit hídrico, manteve a regulação estomática, que é definida pelo potencial hídrico, Figuras 1A e B, em nível significativo similar às plantas irrigadas, apresentando semelhança para área foliar, Figura 2F, e para massa seca, Figura 2H, obtendo então uma resposta positiva para o desenvolvimento, caso bem diferente do ocorrido nas plantas sem FMA. Essa resposta positiva proveniente da inoculação do FMA também foi observada por Bernardo et al., (2017) ao constatarem que *Glomus mosseae* inoculado em plantas de *Triticum* spp. proporcionou maior acúmulo de massa seca da parte aérea em comparação com as plantas sem FMA sob ausência de água, muito pelo fato de o fungo ter contribuído com maior absorção de água e nutrientes, favorecendo a fotossíntese e, como consequência, o acúmulo de biomassa.

Outro efeito do déficit hídrico é provocar redução da concentração de pigmentos fotossintéticos pela atividade da enzima clorofilase, que degrada a clorofila e aumenta a produção de espécies reativas de oxigênio (EROs), resultando na peroxidação lipídica (EGBE et al., 2013). Como o déficit hídrico, pode afetar negativamente a estrutura interna dos cloroplastos, mitocôndrias e o conteúdo de clorofila (HUSEYNOVA et al., 2016), pode ser ainda mais prejudicial aos vegetais se complementar com altas temperaturas, que aumentam a evapotranspiração, afetando a fotossíntese, diminuindo seu rendimento (MIR et al., 2012). Neste caso, observou-se redução significativa desses pigmentos cloroplastídeos nas plantas em déficit hídrico sem inoculante em comparação com as plantas inoculadas sob irrigação e déficit. Assim, essa clorofila *a*, Figuras 3A e B, clorofila *b*, Figuras 3C e D, clorofila total, Figura 3E, e carotenoide, Figuras 3G e H, tanto no DH-3 dias como no DH-7dias, interferiram negativamente na continuidade do processo fisiológico como a fotossíntese (Figura 4B). Caso diferente foi observado nas plantas inoculadas com *Glomus clarum*, cuja manutenção hídrica evitou a degradação dos pigmentos ao evidenciar uma concentração clorofila *a*, Figuras 3A e B, clorofila *b*, Figuras 3C e D, clorofila total, Figura 3E, e carotenoide, Figuras 3G e H, nos dois períodos de déficit, de modo semelhante às plantas irrigadas inoculadas. Estes resultados estão em consonância com os obtidos por Baslam e Goicoechea (2012), que observaram que os FMA *Glomus intraradices* e *Glomus mosseae*, associados a *Lettuce sativa*,

incrementaram a quantidade de clorofilas e carotenoides após serem submetidas ao déficit hídrico, superior às plantas não inoculadas.

A simbiose entre os FMA e as plantas hospedeiras induzem mudanças consideráveis na fisiologia das plantas (AZCÓN-AGUILAR; BAREA, 2015). De acordo com Birhane et al. (2012), as taxas de assimilação de CO₂ e transpiração podem ser aumentadas pelas plantas que mantêm os estômatos abertos em razão do maior armazenamento de água. Como observado neste estudo, *Glomus clarum* contribuiu positivamente para o funcionamento do aparato fotossintético, melhorando a taxa fotossintética, Figura 4B, e a eficiência no uso da água Figura 4J, que, em consequência de uma melhor condição hídrica, também aumentou a transpiração (Figura 4F). Estes resultados são significativamente semelhantes aos resultados das plantas irrigadas, determinando o potencial de contribuição desses micro-organismos para as plantas, que, em condições de adversas e sem algum auxílio, podem ter respostas diferentes, caso confirmado pelas plantas sem inoculação de FMA, que mostraram menores taxas de fotossíntese, Figura 4B, eficiência no uso da água, Figura 4J, e transpiração (Figura 4F). Esse baixo rendimento fotossintético em plantas sem inoculação sob déficit hídrico também foi observado por Zhou et al. (2015), ao verificarem redução nas taxas de fotossíntese, condutância estomática e transpiração nas plantas de trigo sem FMA sob déficit, enquanto para as inoculadas, as taxas foram superiores

Além disso, pode-se utilizar, para avaliar com precisão os danos ocasionados ao aparato fotossintético, a análise da fluorescência de clorofila, que afere a eficiência da conversão de energia das plantas durante o estresse sofrido pelas plantas (PORCEL et al., 2015), pois, com a limitação hídrica, ocorrerá diminuição do transporte de elétrons no fotossistema II, aumentando a possibilidade de inibição não fotoquímica, que, então, irá reduzir a umidade relativa das folhas (ZIVCAK et al., 2013). Segundo Mo et al. (2016), o rendimento quântico máximo potencial do FSII (Fv/Fm) determina o nível de inibição da capacidade do potencial fotoquímico do FSII das plantas em condição de estresse. Seus resultados em melancia sob déficit hídrico mostraram que este parâmetro foi significativamente maior nas plantas com inoculante *Glomus vesiforme* do que nas plantas sem FMA. Assim, os resultados indicam que as plantas na presença do fungo micorrízico podem manter seus processos fisiológicos em condições normais mesmo em efeito de déficit hídrico. Estes efeitos confirmam o presente estudo que também indicou que as plantas inoculadas com *Glomus clarum* sob déficit mantiveram seu rendimento quântico máximo potencial do FSII no DH-7dias, Figura 5G, e no DH-3dias, Figura 5H,

semelhante às plantas irrigadas, às quais não foi imposta nenhuma situação estressante. Caso diferente foi observado nas plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico, o baixo grau de F_v/F_m no DH-7dias, Figura 5G, e no DH-3dias, Figura 5H, indica alterações negativas na eficiência fotoquímica. Essas alterações, prejudiciais ao bom funcionamento da fisiologia da planta, também são evidenciadas pelo aumento do coeficiente de dissipação não fotoquímica (NPQ) no DH-3dias, Figura 5I, e no DH-7dias, Figura 5J, nessas plantas sem FMA sob déficit hídrico, tornando ainda mais visível a importância dos fungos micorrízicos para a tolerância das plantas em condição de déficit hídrico, pois elas mantiveram desenvolvimento semelhante ao desenvolvimento das plantas em condição de irrigação.

De acordo com Marascom et al. (2012), a colonização micorrízica é a principal condição de realizar simbiose com a planta e, assim, resistir aos efeitos do déficit hídrico. E essa resposta de tolerância evidenciada nas plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico é atribuída ao maior percentual de colonização micorrízica, Figura 7A e Figura 8, significativamente superior às plantas não inoculadas em déficit e sob irrigação. Esses resultados se assemelham aos de Mo et al. (2016), que observaram que plantas de melancia inoculadas com *Glomus vesiforme* tiveram 75% de colonização micorrízica, tanto em déficit como sob irrigação, enquanto não se evidenciou colonização nas plantas não inoculadas, e o efeito do fungo foi evidenciado no crescimento das plantas, que, em déficit, foi maior do que nas plantas não inoculadas. Esta resposta positiva do fungo em relação às plantas também foi observada por Hu et al. (2017), ao constatarem que plantas de *Lycium barbarum* inoculadas com *Rhizophagus irregularis* em déficit hídrico de 50% apresentaram maior colonização que plantas com ausência do inoculante. E de acordo com Meddich et al. (2018), os FMA são fundamentais por aumentarem a resistência e minimizar os efeitos provocados pelo déficit hídrico às plantas.

Os efeitos positivos dos fungos micorrízicos nas plantas em condição de déficit hídrico tiveram como premissa avaliações básicas para observar o potencial incremento que os FMA podem promover nas plantas quando submetidas a condições adversas ao desenvolvimento. Por isso, a indução do déficit hídrico foi imposta na fase inicial (V3) de desenvolvimento, sendo assim, novos experimentos mais aprofundados deve ser feitos para avaliar como os FMA influenciam no comportamento das plantas em condições déficit hídrico, visto que, por conta das mudanças climáticas, esse estresse abiótico tende a ser mais crítico, podendo afetar negativamente a produtividade no caso da soja.

5. CONCLUSÃO

Em plantas com maior sensibilidade ao déficit hídrico, caso da cultivar ANTA82, o emprego do FMA *Glomus clarum* pode beneficiar plantas de soja quando em restrição hídrica para que mantenha seu status hídrico semelhante às plantas irrigadas, desencadeando o bom funcionamento do aparato fotossintético. O fungo propicia melhor absorção de pigmentos fotossintéticos, permitindo seu funcionamento sem prejudicar o FSII ao evitar danos reativos nas células vegetais, garantindo tolerância aos efeitos adversos ocasionados pelo déficit hídrico. Esses benefícios são observados pela maior colonização micorrízica dos FMA nas raízes das plantas de soja. Para a cultivar BRXDESAFIO, que é tolerante ao déficit hídrico, a utilização do *Glomus clarum* melhorou seu desempenho ao manter o potencial hídrico das plantas em déficit hídrico semelhante ao das plantas irrigadas, aumentando a absorção de pigmentos e, conseqüentemente, a fotossíntese. Com isso, ampliou o desenvolvimento das plantas ao obter maior área foliar e massa seca.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBACETE, A.; MARTINEZ-ANDUJAR, C.; PEREZ-ALFOCEA, F. Hormonal and metabolic regulation of source-sink relations under salinity and drought: from plant survival to crop yield stability. **Biotechnology Advances**, v. 32, n. 1, p. 12-30, 2014. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.10.005>

AZCÓN-AGUILAR, C.; BAREA, J. M. Nutrient cycling in the mycorrhizosphere. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 25, n. 2, p. 372–396, 2015. DOI:10.4067/S0718-95162015005000035

BÁRZANA, G.; AROCA, R.; PAZ, J. A.; CHAUMONT, F.; MARTINEZ-BALLESTA, M. C.; CARVAJAL, M.; LOZANO, J. M. R. Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions. **Annals Botany**, v. 109, n. 5, p. 1009–1017, 2012. DOI: 10.1093/aob/mcs007

BASLAM, M.; GOICOCHEA, N. Drought stress improved the capacity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of antioxidant compounds in

lettuce leaves. **Mycorrhiza**, v. 22, n. 5, p. 347-359, 2012. DOI:10.1007/s00572-011-0408-9

BATES, B.; KUNDZEWICZ, Z. W.; WUS.; PALUTIKOF, J. P. **Introduction to climate change and water**. IPCC Secretariat, editor Geneva, p. 210, 2008.

BERNARDO, L.; MORCIA, C.; CARLETTI, P.; GHIZZONI, R.; BADECK, F. W.; RIZZA, F.; LUCINI, L.; TERZI, V. Proteomic insight into the mitigation of wheat root drought stress by arbuscular mycorrhizae. **Journal of Proteomics**, v. 169, p. 21-32, 2017. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jprot.2017.03.024>

BILGER, W.; SCHREIBER, U. & BOCK, M. Determination of the quantum efficiency of photosystem II and non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. **Oecologia**, v.102, p.425-432, 1995.

BIRHANE, E.; STERCK, F. J.; FETENE, M.; BONGERS, F.; KUYPER, T. W. Arbuscular mycorrhizal fungi enhance photosynthesis, water use efficiency, and growth of frankincense seedlings under pulsed water availability conditions. **Oecologia**, v. 169, n. 4, p. 895–904, 2012. DOI:10.1007/s00442-012-2258-3

BOYER, L. R.; BRAIN, P.; XU, X. M.; JEFFRIES, P. Inoculation of drought-stressed strawberry with a mixed inoculum of two arbuscular mycorrhizal fungi: effects on population dynamics of fungal species on roots and consequential plant tolerance to water deficiency. **Mycorrhiza**, v. 25, n. 3, p. 215-227, 2015. DOI:10.1007/s00572-014-0603-6

BRANDO, P. M.; GOETZ, S.J.; BACCINI, A.; NEPSTAD, D.C.; BECK, P. S. A.; CHRISTMAN, M. C. Seasonal and interannual variability of climate and vegetation indices across the Amazon. **Proceedings of the National Academy Sciences USA**, v. 107, n. 33, p. 14685–14690, 2010. DOI:10.1073/pnas.0908741107

CHEN, X.; MIN, D.; YASIR, T. A.; HU Y-G. Evaluation of 14 morphological, yield-related and physiological traits as indicators of drought tolerance in Chinese winter bread wheat revealed by analysis of the membership function value of drought tolerance (MFVD). **Field Crops Research**, v. 137, p. 195–201, 2012. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.fcr.2012.09.008>

COSTA, R. C. L.; LOBATO, A. K. S.; OLIVEIRA NETO, C. F.; MAIA, P. S. P.; ALVES, G. A. R.; LAUGHINGHOUSE, I. V. Biochemical and physiological responses in two

Vigna unguiculata (L.) Walp. cultivars under water stress. **Journal of Agronomy**, v. 7, n. 1, p. 98-101, 2008. DOI:10.3923/ja.2008.98.101

DAYNES, C. N.; FIELD, D. J.; SALEEBA, J. A.; COLE, M. A.; MCGEE, P. A. Development and stabilisation of soil structure via interactions between organic matter, arbuscular mycorrhizal fungi and plant roots. **Soil Biol. Biochem**, v. 57, p. 683–694, 2013. DOI:10.1016/j.soilbio.2012.09.020

EGBE, E. A.; FORKWA, E. Y.; ENOW, E. A. Evaluation of seedlings of three woody species under four soil moisture capacities. **British Journal of Applied Science & Technology**, v. 4, n. 24, p. 3455–3472, 2013.

EHLERINGER, J. Leaf absorptances of Mohave and Sonoran desert plants. **Oecologia**, v. 49, n. 3, p. 366-370, 1981.

ETEMADI, M.; GUTJAHR, C.; COUZIGOU, J. M.; ZOUINE, M.; LAURESSERGUES, D.; TIMMERS, A.; AUDRAN, C.; BOUZAYEN, M.; BÉCARD, G.; COMBIER, J. P. Auxin perception is required for arbuscule development in arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Plant Physiology**, v. 166, p. 281–292, 2014. DOI:10.1104/pp.114.246595

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011. DOI:http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542011000600001

GENTY, B.; BRIANTAIS, J.M.; BAKER, N.R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta**, v.990, p.87-92, 1989.

GIANINAZZI, S.; GOLLOTTE, A.; BINET, M.N.; VAN TUINEN, D.; REDECKER, D.; WIPF, D. Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 8, p. 519–530, 2010. DOI:10.1007/s00572-010-0333-3

GILBERT, M. E.; MEDINA, V. Drought Adaptation Mechanisms Should Guide Experimental Design. **Trends in Plant Science**, v. 21, n. 8, p. 639–647, 2016. DOI:https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.03.003

HABIBZADEH, Y. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of drought stress on grain yield and yield components of mungbean (*Vigna radiata* L.) plants. **International Journal Sciences**, v. 4, p. 34-40, 2015. V420150327, 2015. DOI:10.18483/ijSci.651

HARTMAN, G. L.; WEST, E. D.; HERMAN, T. K. Crops that feed the World 2. Soybean-worldwide production, use, and constraints caused by pathogens and pests. **Food Security**, v. 3, n. 1, p. 5–17, 2011. DOI:https://doi.org/10.1007/s12571-010-0108-x

HENDRICKSON, L.; CHOW, W.S.; FURBANK, R.T. A simple alternative approach to assessing the fate of absorbed light energy using chlorophyll fluorescence. **Photosynthesis Research**, v.82, n. 1, p. 73-81, 2004. DOI:10.1023/B:PRES.0000040446.87305.f4

HU, W.; ZHANG, H.; CHEN, H.; TANG, M. Arbuscular mycorrhizas influence *Lycium barbarum* tolerance of water stress in a hot environment. **Mycorrhiza**, v. 27, n. 5, p. 451-463, 2017. DOI: https://doi.org/10.1007/s00572-017-0765-0

HUSEYNOVA, I. M.; RUSTAMOVA, S. M.; SULEYMANOV, S. Y.; ALIYEVA, D. R.; MAMMADOV, A. C.; ALIYEV, J. A. Drought-induced changes in photosynthetic apparatus and antioxidant components of wheat (*Triticum durum* Desf.) varieties. **Photosynthesis Research**, v. 130, n. 1-3, p. 215–223, 2016. DOI:https://doi.org/10.1007/s11120-016-0244-z

IPCC. **Summary for policymakers. Climate change 2007: the physical science basis In Contribution of working group I to the fourth assessment report of the intergovernmental panel on climate change.** (eds Solomon, S. et al.) p. 539–543 (Cambridge University Press, Cambridge, UK, 2007).

JIN, K.; SHEN, J.; ASHTON, R. W.; WHITE, R. P.; DODD, I. C.; PARRY, M. A. J.; WHALLEY, W. R. Wheat root growth responses to horizontal stratification of fertiliser in a water-limited environment. **Plant and Soil**, v. 386, n. 1-2, p. 77–88, 2015. DOI:https://doi.org/10.1007/s11104-014-2249-8

KOSKEY, R. E.; GEMMA, J. N. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. **Mycological Research**, v. 92, n. 4, p. 486-505, 1989. DOI:10.1016/S0953-7562(89)80195-9

LAISK, A.; LORETO, F. Determining photosynthetic parameters from leaf CO₂ exchange and chlorophyll fluorescence. **Plant Physiology**, v.110, p.903-912, 1996.

LIPIEC, J.; DOUSSAN, C.; NOSALEWICZ, A.; KONDRACKA, K. Effect of drought and heat stresses on plant growth and yield: a review. **Intertational Agrophysics**, v. 27, n. 4, p. 463–477, 2013. DOI:10.2478/intag-2013-0017

MANAVALAN, L.P.; GUTTIKONDA, S. K.; TRAN, L. S. P.; NGUYEN, H. T. Physiological and molecular approaches to improve drought resistance in soybean. **Plant Cell Physiol**, v. 50, n. 7, p. 1260–1276, 2009. DOI:10.1093/pcp/pcp082

MARASCO, R.; ROLLI, E.; ETTOUMI, B.; VIGANI, G.; MAPELLI, F.; BORIN, S.; ABOU-HADID, A. F.; EL-BEHAIRY, U. A.; SORLINI, C.; CHERIF, A.; ZOCCHI, G.; DAFFONCHIO, D. A drought resistance-promoting microbiome is selected by root system under desert farming. **PLoS One**, v. 7, n. 10: e48479, 2012. DOI:10.1371/journal.pone.0048479

MASUDA T.; GOLDSMITH P D. World Soybean production: area harvested, yield, and long-term projections. **International Food and Agribusiness Management Review**, v. 12, n. 4, p. 143–162, 2009.

McGONIGLE, T. P.; MILLER, M. H.; EVANS, D. G.; FARCHILD, G. L.; SWAN, J. A. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 115, n. 3, p. 495-501. 1990. DOI:10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x

MEDDICH, A.; MOKHTAR, M. A. E.; BOURZIK, W.; MITSUI, T.; BASLAM, M.; HAFIDI, M. **Optimizing growth and tolerance of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) to drought, salinity, and vascular fusarium-induced wilt (*Fusarium oxysporum*) by application of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF)**. Giri B, Prasad R, Varma A (eds) Root biology. Springer, v. 52, p. 239–258, 2018. DOI:https://doi.org/10.1007/978-3-319-75910-4_9

MIR, R. R.; ZAMAN-ALLAH, M.; SREENIVASULU, N.; TRETOWAN, R.; VARSHNEY, R. K. Integrated genomics, physiology and breeding approaches for improving drought tolerance in crops. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 125, n. 4, p. 625–645, 2012. DOI:10.1007/s00122-012-1904-9

MO, Y.; WANG, Y.; YANG, R.; ZHENG, J.; LIU, C.; LI, H.; MA, J.; ZHANG, Y.; WEI, C.; ZHANG, X. Regulation of Plant Growth, Photosynthesis, Antioxidation and Osmosis

by an Arbuscular Mycorrhizal Fungus in Watermelon Seedlings under Well-Watered and Drought Conditions. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, n. 644, 2016. DOI: 10.3389/fpls.2016.00644

OLIVEIRA, R. S.; CARVALHO, P.; MARQUES, G.; FERREIRA, L.; NUNES, M.; ROCHA, I.; MA, Y.; CARVALHO, M. F.; VOSÁTKA, M.; FREITAS, H. Increased protein content of chickpea (*Cicer arietinum* L.) inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi and nitrogen fixing bacteria under drought stress conditions. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 97, n. 3, p. 4379–4385, 2017. DOI:10.1002/jsfa.8201

OULEDALI, S.; ENNAJEH, M.; ZRIG, A.; GIANINAZZI, S.; KHEMIRA, H. Estimating the contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to drought tolerance of potted olive trees (*Olea europaea*). **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 40, n. 5, p. 1-13, 2018. DOI:10.1007/s11738-018-2656-1

OXBOROUGH, K.; BAKER, N. R. **Resolving chlorophyll a fluorescence images of photosynthetic efficiency into photochemical and non-photochemical components – calculation of qP and Fv'/Fm' without measuring Fo'**. **Photosynthesis Research**, v. 54, n. 2, p. 135–142, 1997. DOI:<https://doi.org/10.1023/A:1005936823310>

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-161. 1970. DOI:10.1016/S0007-1536(70)80110-3

PINHEIRO, C.; CHAVES, M. Photosynthesis and drought: can we make metabolic connections from available data? **Journal of Experimental Botany**, v.62, n. 3, p. 869-882, 2011. DOI:<https://doi.org/10.1093/jxb/erq340>

PLENCHETTE, C.; FORTIN, J. A.; FURLAN, V. Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility mycorrhizal dependency under field conditions. **Plant and Soil**, v. 70, n. 2, p. 199 – 209, 1983.

PORCEL R.; REDONDO-GÓMEZ, S.; MATEOS-NARANJO, E.; AROCA, R.; GARCIA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis ameliorates the optimum quantum yield of photosystem II and reduces non-photochemical quenching in

rice plants subjected to salt stress. **Journal of Plant Physiology**, v. 185, p. 75–83, 2015. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.07.006>

QUEREJETA, J. I.; EGERTON-WARBURTON, L. M.; PRIETO, I.; VARGAS, R.; ALLEN, M. F. Changes in soil hyphal abundance and viability can alter the patterns of hydraulic redistribution by plant roots. **Plant and Soil**, v. 355, n. 1-2, p. 63–73, 2012. DOI:10.1007/s11104-011-1080-8

SAINT PIERRE, C.; CROSSA, J. L.; BONNETT, D.; YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K.; REYNOLDS, M. P. Phenotyping transgenic wheat for drought resistance. **Journal of Experimental Botany**, v.63, p.1799-1808, 2012. DOI:10.1093/jxb/err385

SCHOLANDER, P. E.; HAMMEL, H. T.; BRADSTREET, E. D.; HEMMINGSEN, E. A. Sap pressure in vascular plants. **Science**, v. 148, n. 3668, p. 339-46, 1965. DOI:10.1126/science.148.3668.339

SHEFFIELD, J.; WOOD, E.F. Characteristics of global and regional drought, 1950–2000: Analysis of soil moisture data from off-line simulation of the terrestrial hydrologic cycle. **Journal of Geophysical Research**, v. 112, 2007. D17115, DOI:10.1029/2006JD008288.

URCOVICHE, R. C.; CASTELLI, M.; TOESCA GIMENES, R. M.; ALBERTON, O. Spore density and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in medicinal and seasoning plants. **African Journal Agricultural Research**, v. 9, n. 16, p. 1244-1251, 2014. DOI:<https://doi.org/10.5897/AJAR2013.8025>

WELLBURN, A. R. The spectral determination of chlorophyll-A and chlorophyll-B, as well as total carotenoids using various solvents with spectrophotometers of different resolution. **Journal Plant Physiology**, v. 144, n. 3, p. 301–313, 1994. DOI:10.1016/S0176-1617(11)81192-2

WU, Q. S.; CAO, M. Q.; ZOU, Y. N.; HE, X. H. Direct and indirect effects of glomalin, mycorrhizal hyphae, and roots on aggregate stability in rhizosphere of trifoliate orange. **Scientific Reports**, v. 4, n. 5823, 2014. DOI:10.1038/srep05823

WU, Q. S.; SRIVASTAVA, A. K.; ZOU, Y. N. AMF-induced tolerance to drought stress in citrus: a review. **Scientia Horticulturae**, v. 164, p. 77–87, 2013. DOI:10.1016/j.scienta.2013.09.010

ZHOU, Q.; RAVNSKOV, S.; JIANG, D.; WOLLENWEBER, B. Changes in carbon and nitrogen allocation, growth and grain yield induced by arbuscular mycorrhizal fungi in wheat (*Triticum aestivum* L.) subjected to a period of water deficit. **Plant Growth Regulation**, v. 75, n. 3, p. 751-760, 2015.

ZIVCAK, M.; BRESTIC, M.; BALATOVA, Z.; DREVENAKOVA, P.; OLISOVSKA, K.; KALAJI, H. M.; YANG, X.; ALLAKHVERDIEV, S. I. Photosynthetic electron transport and specific photoprotective responses in wheat leaves under drought stress. **Photosynthesis Research**, v. 117, n. 1-3, p. 529–546, 2013. DOI:10.1007/s11120-013-9885-3

ZOU, Y. N.; WANG, P.; LIU, C. Y.; NI, Q. D.; ZHANG, D. J.; WU, Q. S. Mycorrhizal trifoliolate orange has greater root adaptation of morphology and phytohormones in response to drought stress. **Scientific Reports**, v. 7, 41134, 2017. DOI:<http://doi.org/10.1038/srep41134>

CAPÍTULO 2

COMPORTAMENTO DE PLANTAS DE SOJA EM RESPOSTA AO DÉFICIT HÍDRICO EM SIMBIOSE COM O FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum***Resumo:**

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é a leguminosa mais abundantemente cultivada no mundo e pode ter, através das mudanças climáticas, o seu rendimento afetado negativamente, muito disso está atribuído aos efeitos do déficit hídrico. Assim, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) possuem grande potencial para minimizar os efeitos do déficit hídrico. Neste contexto, objetivou-se com este trabalho analisar o desempenho fisiológico e bioquímico de plantas de soja, associadas ao FMA *Glomus clarum*, sob condições de cultivo com restrição hídrica. O experimento foi realizado em casa de vegetação, utilizando vasos plásticos de 5 L para o plantio da soja na presença e ausência da inoculação do fungo *Glomus clarum*. O déficit hídrico imposto foi de 60% durante 10 dias nos estádios fenológico vegetativo (V3) e posteriormente reprodutivo (R3), ao qual avaliou-se os parâmetros biométricos, massa seca, medições fisiológicas, potencial hídrico; conteúdo de clorofila, análise enzimática, quantificação de prolina e açúcares solúveis, acúmulo de ácido malonaldeído (MDA), percentual de colonização micorrízica e a densidade de esporos. O delineamento experimental foi inteiramente ao acaso com 8 repetições em esquema fatorial 4 x 2 e atribuídos aos seguintes tratamentos: 1) Plantas na ausência do FMA e sob condições irrigadas; 2) Plantas na ausência do FMA sob condições de déficit hídrico; 3) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições irrigadas; 4) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições de déficit hídrico, e as médias foram submetidas à análise de variância e comparadas pelo teste Tukey (5%), utilizando o software SISVAR. Os resultados apontam que as plantas inoculadas com o *Glomus clarum*, sob déficit hídrico, toleraram os efeitos do déficit, pois, mostrou similaridade quando comparados com as plantas irrigadas, principalmente para o potencial hídrico, taxa fotossintética, pigmentos cloroplastídeos, MDA, colonização micorrízica, densidade de esporos e entre outros. Conclui-se então que o *Glomus clarum* é importante por conferirem as plantas de soja tolerância quando expostas a condições de déficit hídrico.

Palavras-chave: *Glycine max*, colonização micorrízica, esporos, estresse abiótico.

CHAPTER 2

BEHAVIOR OF SOYBEAN PLANTS IN RESPONSE TO THE DROUGHT STRESS
IN SYMBIOSIS WITH THE ARBUSCULAR MICORRHIZAL FUNGI *Glomus
clarum***Abstract:**

The soybean [*Glycine max* (L.) Merrill] is the most abundantly cultivated legume in the world and may have, through climate change, its negatively affected yield, much of it attributed to the effects of the drought stress. Thus, arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) have great potential to minimize the effects of drought stress. In this context, the objective of this work was to analyze the physiological and biochemical performance of soybean plants, associated to FMA *Glomus clarum*, under conditions of culture with water restriction. The experiment was carried out in a greenhouse, using plastic pots of 5 liters for the planting of soybeans in the presence and absence of inoculation of the fungus *Glomus clarum*. The drought stress imposed was 60% for 10 days in the vegetative (V3) and later reproductive (R3) stages, which was evaluated the biometric parameters, dry mass, physiological measurements, water potential; chlorophyll content, enzymatic analysis, quantification of proline and soluble sugars, accumulation of malonaldehyde acid (MDA), percentage of mycorrhizal colonization and spore density. The experimental design was completely randomized with 8 replications in a 4 x 2 factorial scheme and attributed to the following treatments: 1) Plants in the absence of AMF and under irrigated conditions; 2) Plants in the absence of the AMF under conditions of drought stress; 3) Plants inoculated (*Glomus clarum*) under irrigated conditions; 4) Inoculated plants (*Glomus clarum*) under conditions of drought stress, and the means were submitted to analysis of variance and compared by the Tukey test (5% probability) using the SISVAR software. The results indicate that the plants inoculated with *Glomus clarum*, under drought stress, tolerated the effects of the deficit, because it showed similarity when compared to the irrigated plants, mainly for the water potential, photosynthetic rate, chloroplastic pigments, MDA, mycorrhizal colonization, spore density and among others. It is concluded that *Glomus clarum* is important because it gives soybean plants tolerance when exposed to drought stress conditions.

Key words: *Glycine max*, mycorrhizal colonization, spores, abiotic stress.

1. INTRODUÇÃO

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é a leguminosa mais cultivada no mundo, fornecendo óleo e proteína (SONG et al., 2016; WANG et al., 2015) para o consumo humano e animal (DAS et al., 2015), além da importância para alimentação. Os produtos derivados da soja estão obtendo atenção especial em razão dos seus atributos farmacêuticos (KO et al., 2013), além de materiais biodegradáveis à base de proteínas utilizados como alternativa para a produção de plásticos (SONG et al., 2011). Diante disto, a demanda por soja vem aumentando, pela diversificação do seu uso, e com o aumento da população, torna-se necessário aumentar o potencial mundial de produção desta cultura (RAY et al., 2013).

A produção desta cultura pode ser afetada por fatores bióticos e abióticos (GRINNAM et al., 2013), podendo uma redução do abastecimento de água afetar seu crescimento (LIU et al., 2013). De acordo com as mudanças climáticas previstas, aumento de 1,8 a 3,6 °C da temperatura média até o fim do século, longos períodos de secas podem ocorrer em várias partes do mundo, com isto, a manutenção do rendimento da soja pode estar ameaçada (DAI, 2013; FOYER et al., 2016). O estresse provocado pela restrição hídrica na fase vegetativa pode ocasionar redução da fotossíntese, área foliar e biomassa. Na fase reprodutiva, pode ocorrer aborto de flores, influenciando na eficiência reprodutiva e prejudicando o desenvolvimento das vagens jovens e sementes, sendo a recuperação das plantas após o término do déficit mínima, resultando em baixa produtividade (BHATIA; JUMRANI 2016; JUMRANI et al. 2017).

As plantas podem ter seu crescimento prejudicado em decorrência do déficit hídrico, por ter sua atividade estomática afetada por mudanças de pressão no turgor das células-guarda, cujos sistemas de transporte de íons e de água por meio das membranas são controlados, levando ao fechamento estomático, que, por consequência, afeta a fotossíntese pela interferência na absorção de CO₂ (ENDO et al., 2008; BEHNAM et al., 2013). Além disso, pode ocasionar degradação de pigmentos cloroplastídicos (CHEN et al., 2016 ; MEHER et al., 2018), bem como desequilíbrio das espécies reativas de oxigênio (EROs) nas plantas, induzindo danos oxidativos pela peroxidação lipídica e oxidação de proteínas, ocasionando danos nos tecidos celulares, impactando negativamente na planta (SHARMA et al., 2012). O balanço entre a produção e a compensação de EROs pode ser prejudicado pelo aumento da energia de

excitação, que, em estresse, induz mudanças no maquinário fotossintético (GHOBADI et al., 2013).

Quando se tenta beneficiar as plantas para tolerar o déficit hídrico, algumas dificuldades surgem, em razão dos efeitos ocasionados pela seca, pela sua frequência, duração e intensidade. Além disso, há também fatores de respostas das plantas para superação do déficit, atribuídos pelas interações planta-solo-atmosfera (BHATNAGAR-MATHUR et al., 2007). Como visto por Ajum et al. (2016) e Min et al. (2016), plantas de milho, para tolerarem a seca, aumentaram o acúmulo de osmólitos, beneficiando o ajuste da turgescência e o aumento da atividade antioxidante para a manutenção do maquinário fotossintético. Contudo, as plantas têm limitação quanto à capacidade de evitar os danos ocasionado pelo déficit hídrico (HUANG et al., 2011). Neste contexto, uma alternativa em potencial são os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) que se destacam pela capacidade de aumentar a tolerância das plantas hospedeiras aos estresses abióticos (GROVER et al., 2011). Esses fungos são apontados como bioestimulantes potenciais, pela capacidade de colonizar muitas espécies (80 a 90 %) e contribuir para tolerar os estresses abióticos e bióticos, além de adquirir nutrientes para seus hospedeiros (ROUPHAEL et al., 2015) e água do ambiente (SMITH; READ, 2008; SPATAFORA et al., 2016).

Uma das características desta simbiose mutualística é a aquisição de fotoassimilados das plantas hospedeiras aos fungos micorrízicos para finalizar seu ciclo de vida, que, por sua vez, beneficia as plantas na absorção de água e nutrientes (POZO et al., 2015). Esta atribuição dos FMA está interligada à formação de uma extensa rede de hifas no solo, que mobilizam nutrientes para as plantas, principalmente o fósforo (P), pela sua pouca mobilidade (BONFANTE; GENRE, 2010), além de favorecer maior absorção de água, fundamental para as plantas (SMITH; SMITH, 2011). A simbiose com o FMA pode então beneficiar os processos fisiológicos das plantas em condição de déficit hídrico, pela sua capacidade de absorver água e nutrientes, mantendo, mesmo em estresse, seu desenvolvimento em condições normais (AROCA et al., 2013; GÓMEZ-BELLOT et al., 2015).

Ainda são escassos estudos para verificar o crescimento e o comportamento fisiológico dessas plantas em simbiose com os fungos sob condições de restrição hídrica. Este trabalho objetivou analisar as respostas fisiológicas e bioquímicas das plantas de soja em simbiose com FMA, submetidas a condições de déficit hídrico.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Obtenção do material vegetal e condições experimentais

Sementes de soja, cultivar ANTA82, cedidas pela empresa Cereal Ouro foram germinadas em vasos de 5 L contendo mistura de solo e areia (v/v, na proporção 2:1) e crescidas em casa de vegetação do Laboratório de Ecofisiologia Vegetal, sob condições naturais de luz, umidade relativa (65-85 %) e temperatura de 27°C, dados obtidos através de datalogger WatchDog A150 Series, método baseado em (EMBRAPA,2014).

Cada vaso foi pesado e adicionada a mesma quantidade de mistura de solo. De acordo com a análise química e física apresentada na Tabela 2S do material suplementar, foi feita a calagem, aumentando a saturação por base para 60 %, de acordo com as recomendações para solo do Cerrado (SOUSA; LOBATO, 1996).

2.2 Inoculação do Fungo Micorrízico Arbuscular (FMA)

O inoculante foi constituído por *Glomus clarum*, procedente da coleção do Laboratório de Microbiologia do Solo da UNESP - Campus de Ilha Solteira, doado ao IF Goiano – Campus Rio Verde. As plantas foram inoculadas no orifício de semeadura com 10 g de inóculo do FMA.

2.3 Indução do déficit hídrico em plantas de soja

As plantas foram cultivadas até o estágio vegetativo de desenvolvimento (V3), terceiro trifólio completamente expandido e estágio reprodutivo de desenvolvimento (R3) (formação das vagens), tendo, em ambos os estádios fenológicos, ocorrido indução do déficit hídrico, sendo que no último foram feitas coleta e avaliações.

O cálculo de capacidade de campo (CC) foi feito pelo método gravimétrico, os vasos foram pesados e calculado o peso de água perdida. Em vasos irrigados, foi adicionado 100 % da capacidade de campo, quantidade suficiente para não encharcar o solo, enquanto nos vasos submetidos ao déficit hídrico, foi adicionado 60% de água do volume perdido a cada dia, durante o período de 10 dias de cada avaliação.

2.4 Avaliações

2.4.1 Potencial hídrico

O potencial hídrico foliar (Ψ_w) foi medido às 4h da manhã, utilizando uma bomba de pressão tipo Scholander. A determinação consistiu na coleta de amostras de folhas completamente expandidas, em seguida, colocadas na câmara da bomba de pressão, onde

foi aplicada pressão até a exsudação da água pelo corte feito no pecíolo da folha, sendo feita a leitura da pressão aplicada (SCHOLANDER et al., 1965).

2.4.2 Medições fisiológicas

A caracterização fisiológica foi feita em condições normais e sob déficit hídrico em folhas completamente expandidas. Essas determinações permitem avaliar a extensão das alterações no controle da abertura estomática em resposta ao status hídrico do solo e suas consequências no metabolismo fotossintético da folha. A análise dos parâmetros ligados à fotossíntese foi feita utilizando um sistema de determinações da concentração de gases no infravermelho (IRGA, Li-Cor - Li6400 XT). Parâmetros como taxa fotossintética líquida ($A \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática ($g_s \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), concentração interna e externa de CO_2 (C_i/C_a), transpiração ($E \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), eficiência do uso da água ($WUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) e eficiência intrínseca do uso da água ($WiUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) foram determinados em todos os tratamentos. Foram utilizados $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ de irradiância durante todo o experimento. Todas as medições foram feitas no período de 8:00 às 11:00h.

2.4.3 Fluorescência da Clorofila *a*

As variáveis de fluorescência da clorofila *a* foram obtidas com auxílio do IRGA (LI-6400xt, LI-COR) na mesma área da folha em que foram feitas as medições das trocas gasosas. Os sinais de fluorescência em todos os pontos da área foliar analisada foram capturados por uma câmera CCD (Charge Coupled Device) acoplada ao aparelho. Para as avaliações, as folhas foram adaptadas ao escuro para que os centros de reação estivessem completamente abertos (todos os aceptores primários oxidados) com perda de calor mínima. As variáveis de indução da fluorescência obtidas foram fluorescência inicial (F_0) e fluorescência máxima (F_m) e, a partir desses valores, foi obtido o rendimento quântico potencial do fotossistema II (FSII), $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$ (GENTY et al., 1989). As variáveis da fase lenta de indução da fluorescência foram obtidas sequencialmente com a aplicação de uma iluminação actínica e um pulso de luz actínica saturante para a determinação das variáveis fluorescência em amostra adaptada à luz antes do pulso de saturação (F) e fluorescência máxima em amostra adaptada à luz (F_m'). A partir desses parâmetros foi possível calcular a fluorescência mínima do tecido vegetal iluminado, $F_0' = F_0 / [(F_m - F_0)/F_m + (F_0/F_m)']$ (OXBOROUGH; BAKER, 1997). O rendimento quântico efetivo de conversão fotoquímica de energia no PSII, $Y_{II} = (F_m' - F)/F_m'$ foi calculado de

acordo com Genty et al.(1989) e Hendrickson et al.(2004). Também foi feito o cálculo do coeficiente de dissipação não fotoquímico, $NPQ = [(F_m - F_m')/F_m']$, por fim, o YII foi utilizado ainda para estimar a taxa aparente de transporte de elétrons, $ETR = YII \cdot PAR \cdot 0,84 \cdot 0,5$ (BILGER et al., 1995), em que PAR é o fluxo de fótons ($\mu \text{ mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) incidente sobre a folha, 0,5 é o valor correspondente à fração de energia de excitação distribuída para o FSII (LAISK; LORETO, 1996) e 0,84 é o valor correspondente à fração de luz incidente absorvida pelas folhas (EHLERINGER, 1981).

2.4.4 Determinação do conteúdo de clorofila

Os conteúdos de carotenoides, clorofila *a* e *b* foram determinados em espectrofotômetro de UV-VIS (modelo Evolution 60S, Thermo Fisher Scientific Inc., MA, EUA) a 480; 649,1 e 665,1 nm, respectivamente, após a extração dos pigmentos de três discos foliares de 0,5 cm com 5 mL de CaCO_3 saturado em DMSO por 24 h em banho-maria a 65 °C. A clorofila *a* ($Cl\ a = 12.4 \cdot A_{665,1} - 3.62 \cdot A_{649,1}$) e *b* clorofila *b* ($Cl\ b = 25.06 \cdot A_{649,1} - 6,50 \cdot A_{665,1}$) foram calculadas de acordo com Wellburn (1994). Os valores de clorofilas *a*, *b* e totais nas folhas foram expressos em unidades de área ($\mu\text{g cm}^{-2}$).

2.4.5 Acúmulo de ácido malonaldeído (MDA)

Os danos celulares foram avaliados pela peroxidação de lipídeos através da quantificação da concentração do ácido malonaldeído (MDA), conforme descrito por Cakmak e Horst (1991). As amostras de tecido foliar foram maceradas em N_2 líquido em almofariz até a obtenção de um pó fino. O pó obtido foi homogeneizado em 2 mL, constituídos de ácido tricloroacético (TCA) 1 % (m/v). O homogeneizado foi centrifugado a $12000 \times g$, durante 15 min, a 4 °C. Após centrifugação, o sobrenadante foi coletado e adicionados 1,5 mL da solução de ácido tiobarbitúrico 0,5% (m/v) (preparado em 20 % (m/v) de TCA) e incubado em banho maria a 95 °C por 30 min. A reação foi paralisada em banho de gelo. Um controle para cada amostra foi obtido sem adição de TBA. As amostras foram centrifugadas a $9000 \times g$, por 10 min, e a absorbância específica do sobrenadante foi determinada a 532 nm. A absorbância inespecífica foi mensurada a 600 nm e subtraída do valor da absorbância específica. A concentração de MDA foi calculada usando o coeficiente de extinção de $155 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ e foi expressa em $\mu\text{mol kg}^{-1}$ de massa fresca (HEATH; PACKER, 1968).

2.4.6 Peróxido de hidrogênio (H_2O_2)

Os extratos enzimáticos brutos para a determinação das atividades da dismutase do superóxido (SOD), catalase (CAT), peroxidase (POX) e peroxidase do ascorbato (APX) foram obtidos após macerar 0,2g de tecido vegetal em nitrogênio líquido em 2 mL de meio de homogeneização, constituído de tampão fosfato de potássio. O pH do tampão fosfato de potássio foi ajustado para 6,8 para análise de enzimas CAT, APX e 7,8 para SOD) 0,1 M, ácido etilenodiaminotetracético (EDTA) 0,1 mM, fluoreto de fenilmetilsulfônico (PMSF) 1 mM e polivinilpolipirrolidona (PVPP) 2 % (p/v) (Peixoto et al., 1999). Em seguida, foi centrifugado a 12000g por 15min a 20 °C e o sobrenadante, usado como extrato enzimático bruto (DEBONA et al., 2012). As atividades das enzimas SOD, CAT, APX e POX foram expressas com base na proteína total, cuja concentração foi determinada de acordo com o método de Bradford (1976), utilizando albumina sérica bovina como proteína padrão.

2.4.7 Análise enzimática

A atividade da superóxido dismutase (SOD) (EC 1.15.1.1) foi determinada pela sua capacidade de reduzir fotoquimicamente o azul de p-nitrotetrazol (NTB) (DEL LONGO et al., 1993). A reação foi iniciada pela adição de 100µl do extrato enzimático bruto a 1,90mL de uma mistura contendo tampão fosfato de potássio 100mM (pH 7,8), metionina 78mM, NTB 0,075mM, EDTA 1mM e riboflavina 0,060mM. A reação ocorreu a 25 °C sob uma lâmpada de 15-W. Após 7 min de exposição à luz, ela foi interrompida, e a produção de azul formazan, que resultou da fotorredução da NTB, foi monitorada pelo aumento da absorbância a 595nm. A mistura de reação para as amostras controle foi mantida no escuro durante 10 min e a absorbância, medida a 595 nm. Os valores obtidos foram subtraídos dos valores obtidos das amostras das repetições de cada tratamento exposto à luz. Uma unidade de SOD foi definida como a quantidade de enzima necessária para inibir a fotorredução de NBT em 50 % (10), que foi expressa como $\text{Unid min}^{-1} \text{mg}^{-1}$ de proteína (BEAUCHAMP; FRIDOVICH, 1971).

A atividade da catalase (CAT, EC 1.11.1.6) foi determinada pela adição de 100 µL do extrato enzimático foliar a 2,9 mL de um meio de reação constituído de tampão fosfato de potássio 50 mM, pH 7,0 e peróxido de hidrogênio (H_2O_2) 12,5 mM (Havir e Mchale, 1987). O decréscimo na absorbância a 240 nm, a 25 °C, foi medido durante o primeiro minuto de reação, sendo a atividade da CAT determinada com base na inclinação da reta no intervalo linear após o início da reação. A atividade enzimática foi calculada

utilizando o coeficiente de extinção molar do H_2O_2 de $36 \text{ M}^{-1} \text{ c}^{-2}$ (Anderson et al., 1995) e o resultado, expresso em $\mu \text{ mol min}^{-1} \text{ mg}^{-1}$ proteína.

A atividade da peroxidase (POX) foi determinada pela adição de 100 μL de extrato foliar obtido conforme descrito por Nascimento et al. (2014) em meio de reação contendo 25 mM de tampão fosfato de potássio (pH 6,8), 20 mM de pirogalol e 20 mM de peróxido de hidrogênio em um volume de 2 mL (KAR; MISHRA, 1976). A reação foi iniciada após a adição de 15 μL de extrato foliar, e a absorbância, determinada a 420 nm durante 1 minuto a 25 °C. O coeficiente de extinção de molar $2,47 \text{ nM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ (CHANCE; MAEHLI, 1955) foi utilizado para calcular a atividade da POX.

A atividade da peroxidase do ascorbato (APX, EC 1.11.1.1) foi determinada de acordo com o método de Nakano e Asada (1981), modificado por Koshiha (1993). Alíquotas de 100 μL do extrato enzimático bruto foliar foram adicionadas a 2,9 mL de um meio de reação constituído de tampão fosfato de potássio 50 mM, pH 6,0, ácido ascórbico 0,8 mM e H_2O_2 1 mM. O decréscimo na absorbância a 290 nm, a 25 °C, foi medido durante o primeiro minuto de reação, sendo a atividade das APX determinada com base na inclinação da reta no intervalo linear após o início da reação. A atividade enzimática foi calculada utilizando o coeficiente de extinção molar do ascorbato de $2,8 \text{ mM}^{-2} \text{ cm}^{-1}$ (Nakano e Asada, 1981) e o resultado, expresso em $\mu \text{ mol min}^{-1} \text{ mg}^{-1}$ proteína.

2.4.8 Quantificação de prolina e açúcares solúveis

A quantificação de prolina livre e açúcares totais foi obtida do material vegetal (1g) de folhas e foi feita pelo espectrofotômetro após a extração do material vegetal com 80 % (v/v) de etanol com ácido ninhidrina [utilizando 1,25 g de 23 ninhidrina ($\text{C}_9\text{H}_4\text{O}_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$), 30 mL de ácido acético glacial PA (CH_3COOH ; 1 mol dm^{-3}) e 20 mL de ácido fosfórico (H_3PO_4 ; 6 mol dm^{-3})] sendo, posteriormente, dissolvidos em agitador a 60 °C. Após, foram adicionados 2 mL de ácido ninhidrina e 2 mL de ácido acético (1 mol dm^{-3}), a reação foi então incubada por 1h a 100 °C. Decorrido deste tempo, o tubo de ensaio foi imerso em gelo com a finalidade de cessar a reação. Assim, foram adicionados 4 mL de tolueno ($\text{C}_6\text{H}_5\text{CH}_3$). A solução foi agitada por 15 a 20 segundos. Com auxílio de uma pipeta Pasteur, foi retirado o sobrenadante e feita a análise do equilíbrio de reação. Para o branco da reação, foi utilizado o tolueno. Através de espectrofotometria a 520 nm, foram analisadas as absorbâncias das amostras, tendo a intensidade da cor do cromógeno sido proporcional à concentração de prolina livre presente na solução em análise. Para construção da curva padrão, foi utilizada prolina P.A. (Sigma). Com base nas leituras

obtidas com os padrões, foi definida uma equação por regressão linear ($y = 0,0287x - 0,0255$; $R^2 = 0,99$), através da qual foram determinadas as concentrações de prolina livre na solução. As quantidades de prolina livre no tecido foliar (μmoles de prolina livre/g massa fresca) foram calculadas pela fórmula: $[(\mu\text{g prolina/mL} \times \text{mL tolueno})/115,5 \mu\text{g}/\mu\text{mole}] / [(g amostra)/5] = \mu\text{moles de prolina/g massa fresca}$.

2.4.9 Características morfológicas e obtenção da massa seca

Na avaliação experimental, foram feitas as medições biométricas. Antes da separação das plantas em caule folhas e raízes, foram obtidos o número de folhas, o diâmetro do caule e seu comprimento. Em seguida, os caules, folhas e raízes foram secos em estufa a 65°C com circulação de ar forçada até massa constante, para obtenção de massa seca separadamente.

2.4.10 Observação de associação entre fungos e raízes de soja

Para determinação da colonização radicular, frações de aproximadamente 0,4 g de raízes das plantas de cada tratamento foram separadas e conservadas em solução alcoólica (50 % de etanol). As amostras de raízes, previamente mantidas em álcool 50 %, foram despigmentadas pelo método de Koskey e Gemma (1989) modificado. As raízes foram imersas em KOH (2 %) e aquecidas em estufa a 90°C por 120 minutos, logo após, foram lavadas com água destilada e novamente aquecidas em uma nova solução de HCl (1 %) por 30 minutos. Em seguida, foi feita a coloração das raízes utilizando o corante azul de tripano (0,05 %) em lactoglicerol (PHILLIPS; HEYMAN, 1970), aquecidas por 10 minutos.

O percentual de colonização radicular foi avaliado pela confecção de lâminas para microscopia com fragmentos das raízes, visualizando as estruturas em microscópio óptico (Motic – BA210E) com aumento de 200 vezes, conforme McGonigle et al. (1990). E a dependência micorrízica relativa (DMR) foi calculada de acordo com Plenchette et al. (1983).

2.4.11 Densidade de esporos

A densidade de esporos no solo de cada vaso foi determinada utilizando a técnica de peneiramento úmido (GERDEMANN; NICHOLSON, 1963). Para extração de esporos, foram coletadas amostras de 100g de solo, posteriormente misturadas com água e trituradas para a lavagem, logo após, a amostra foi colocada em tubo tipo falcon na

centrífuga a 3000 rpm durante 3 minutos. Posteriormente, a água foi dispensada e adicionada solução de sacarose a 50%, seguida de centrifugação a 2000 rpm por 2 minutos. Na sequência, foi despejado numa peneira o líquido que continha os esporos; , por fim, foi armazenado em um recipiente até a análise no laboratório, procedimento para o qual foi utilizada uma placa canelada para a contagem do número de esporos presentes no solo através da lupa óptica Zeiss – Discovery.V8 (4x).

2.5 Análise Estatística

Os vasos foram distribuídos em um delineamento inteiramente casualizado com 8 repetições, com os seguintes tratamentos: 1) Plantas na ausência do FMA sob condições irrigadas; 2) Plantas na ausência do FMA sob condições de déficit hídrico; 3) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições irrigadas; e 4) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições de déficit hídrico. Os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias, comparadas pelo teste Tukey (5 % de probabilidade), utilizando o software SISVAR 5.6 (FERREIRA, 2011).

3. RESULTADOS

3.1 Potencial hídrico

Os resultados mostram que plantas inoculadas com *Glomus clarum*, mesmo em condições de 10 dias de déficit hídrico, mantiveram seu status hídrico Y_w -0,70 Mpa, semelhante às plantas que foram irrigadas, seja com ou sem inoculação (Y_w -0,57, 0,64 Mpa), enquanto plantas não inoculadas em déficit tiveram potencial hídrico de Y_w -1,22 Mpa (Figura 1).

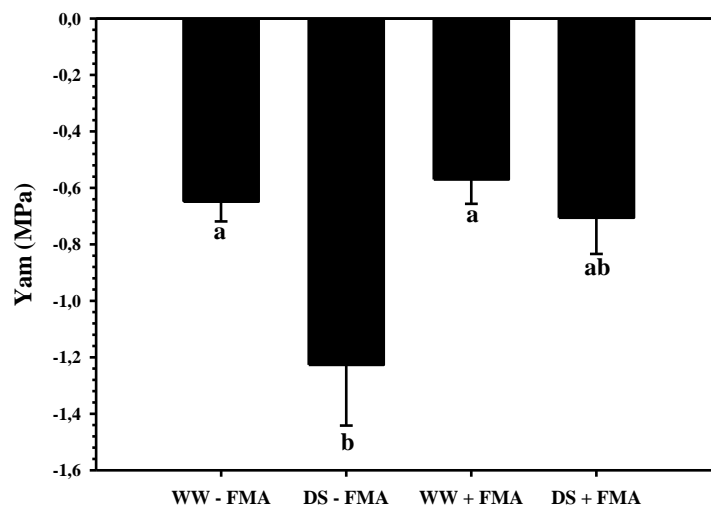


Figura 1: Potencial hídrico em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

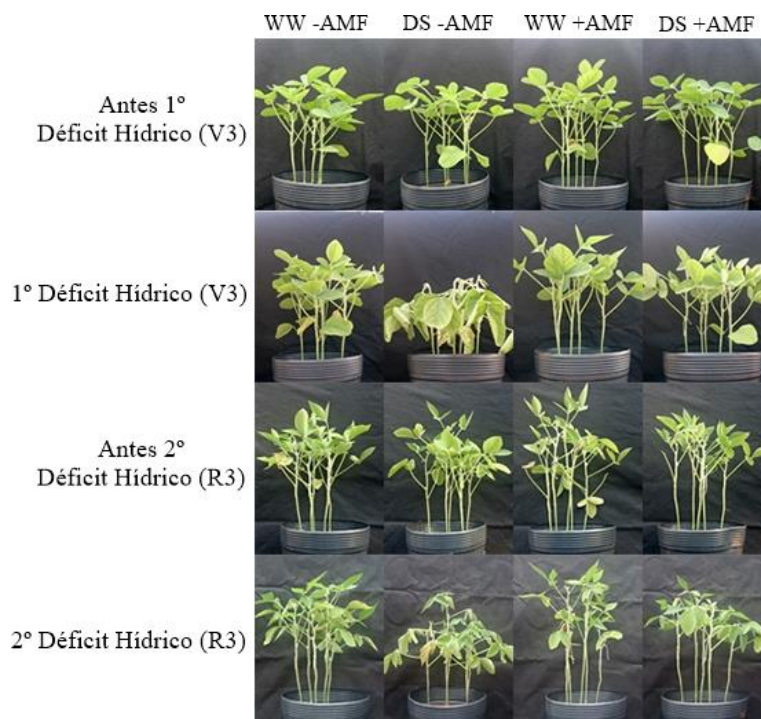


Figura 2: Plantas de soja antes e após submetê-las ao déficit hídrico nos estádios vegetativo (V3) e reprodutivo (R3) de desenvolvimento. Antes 1º Déficit Hídrico (V3)= plantas cultivadas em 100% de irrigação, 1º Déficit Hídrico= plantas submetidas em 60% de déficit hídrico, Antes 2º Déficit Hídrico= plantas reirrigadas a 100% de irrigação, 2º Déficit Hídrico= plantas novamente submetidas a 60% de déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

3.2 Parâmetros biométricos

Para os parâmetros altura, diâmetro do caule, área foliar total e número de folhas, Figura 3A, B, C e E, não houve diferença estatística, enquanto para massa seca das folhas em plantas irrigadas, com presença e ausência do inóculo (4,82 e 4,81 g, respectivamente), Figura 3D, foram obtidos os maiores valores. Nas plantas inoculadas em déficit (4,72 g), verifica-se o papel do fungo em associação com elas, pois se assemelharam às plantas irrigadas, diferentemente das plantas em déficit hídrico em ausência de inoculação, que mostraram perda na eficiência fotossintética, reduzindo a massa seca (4,67 g).

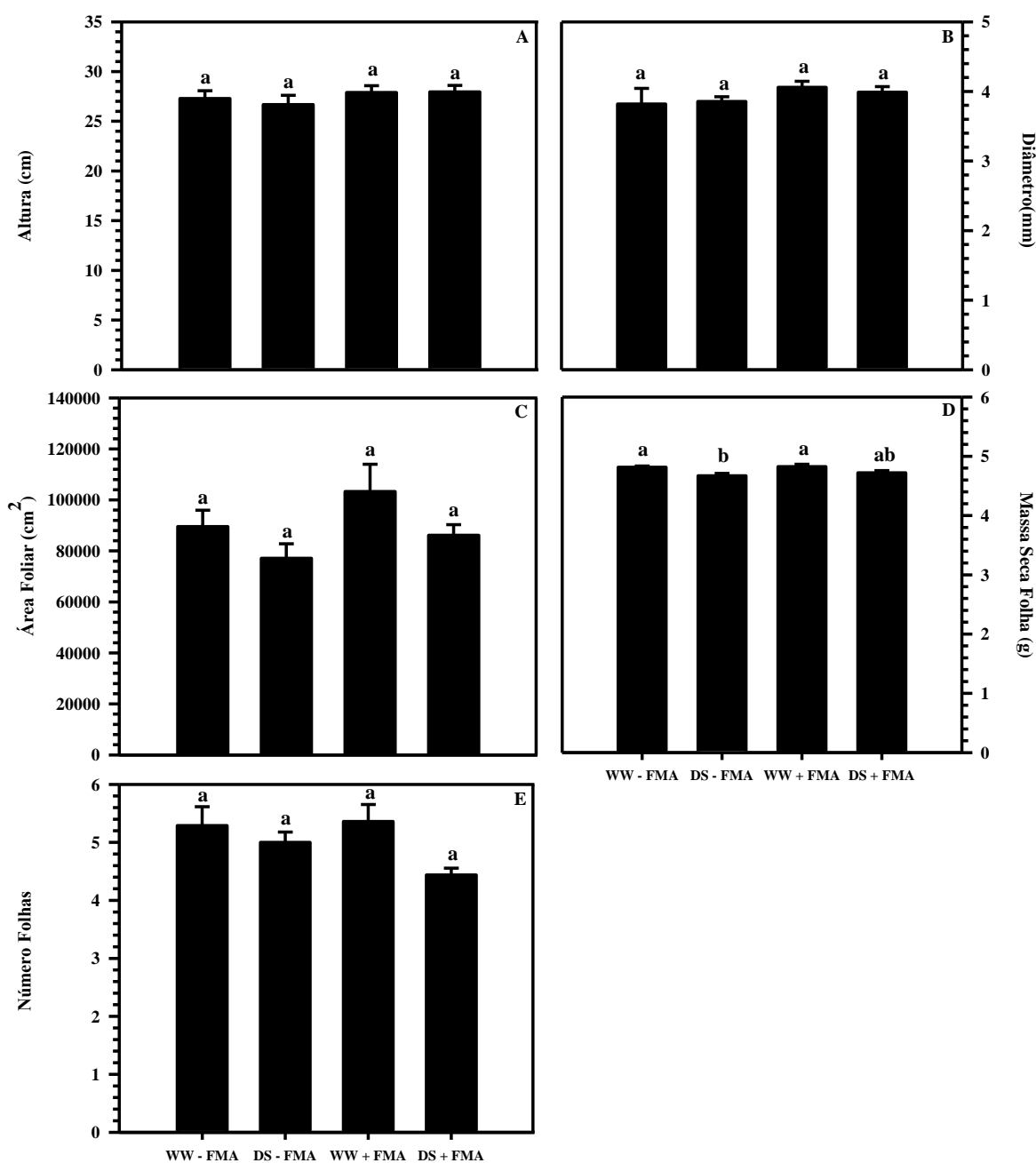


Figura 3: Altura (A), diâmetro (B), área foliar total (C), massa seca folha (D) e número de folhas (E) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.3 Determinação do conteúdo de clorofila

Para concentração de clorofila *a*, Figura 4A, as plantas inoculadas em déficit (13,08 $\mu\text{g cm}^{-2}$) e irrigadas (13,65 $\mu\text{g cm}^{-2}$) se assemelharam às plantas irrigadas sem inoculação (13,76 $\mu\text{g cm}^{-2}$), enquanto nas plantas sem inoculação com o FMA e sob condições de déficit hídrico déficit, o teor foi de 9,20 $\mu\text{g cm}^{-2}$.

O teor de carotenoides e clorofilas totais, Figuras 4C e D, teve resposta semelhantes à concentração de clorofila *a*, tendo as plantas com inoculação do FMA sob condição de déficit hídrico (3,67; 16,72 $\mu\text{g cm}^{-2}$, respectivamente) e sob irrigação (3,80; 17,11 $\mu\text{g cm}^{-2}$), além das plantas irrigadas sem o FMA (3,70; 17,22 $\mu\text{g cm}^{-2}$), se diferenciado das plantas sem inoculante sob condição de déficit hídrico (3,07; 12,03 $\mu\text{g cm}^{-2}$). Para teor de clorofila *b*, Figura 4B, não houve diferença entre os tratamentos.

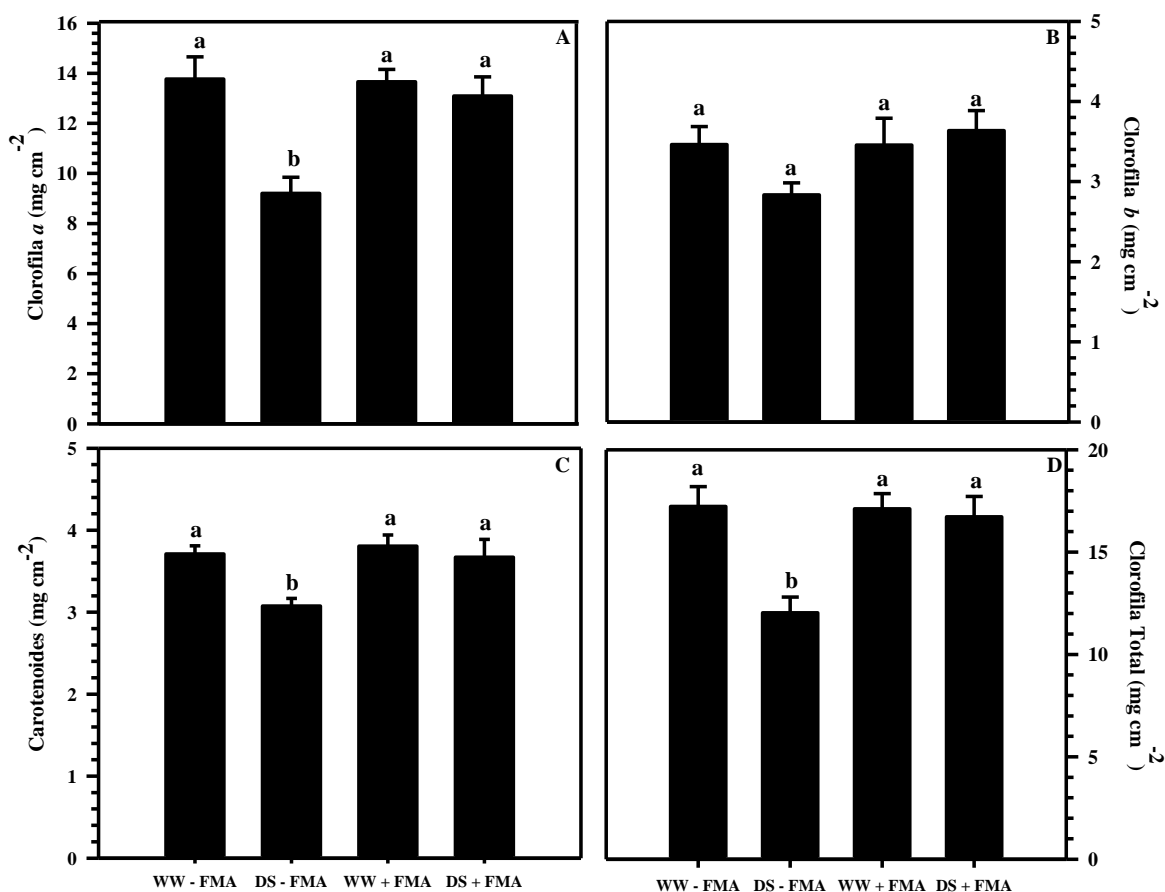


Figura 4: Concentração de clorofila *a* (A), clorofila *b* (B), carotenoides (C), total de clorofila (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.4 Medições fisiológicas

A taxa fotossintética nas plantas inoculadas em condição de déficit hídrico (2,32 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) foi similar em comparação com as plantas irrigadas inoculadas com FMA (2,47 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e sem inoculante (2,21 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) (Figura 5A). Para estas plantas, os valores da fotossíntese foram superiores quando comparadas com as plantas sem a presença do inoculante (06 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$).

Estas mesmas observações podem ser visualizadas para a condutância estomática, tendo sido as plantas irrigadas com o FMA ($0,11 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 5B, e sem FMA ($0,13 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) superiores em comparação com as plantas em déficit sem inoculante ($0,04 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). As plantas inoculadas, mesmo em déficit ($0,07 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), foram equivalentes às plantas irrigadas

A transpiração das plantas inoculadas em déficit ($0,89 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), Figura 5C ficou próxima dos valores obtidos por plantas irrigadas com e sem FMA ($1,35$; $1,47 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente), tendo ocorrido redução em plantas sem FMA sob déficit hídrico ($0,51 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$).

A eficiência do uso da água (EUA) e a eficiência intrínseca do uso da água (EiUA) em plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico ($2,91$; $34,50 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$), Figura 5E e F, foram superiores às plantas irrigadas com FMA ($1,72$; $19,71 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) e sem FMA ($1,39$; $15,38 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$); já em relação às plantas em condição de déficit hídrico sem FMA ($2,35$; $28,54 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$), essas eficiências foram semelhantes. Os valores da concentração interna e externa de CO_2 não apontaram diferença significativa (Figura 5D).

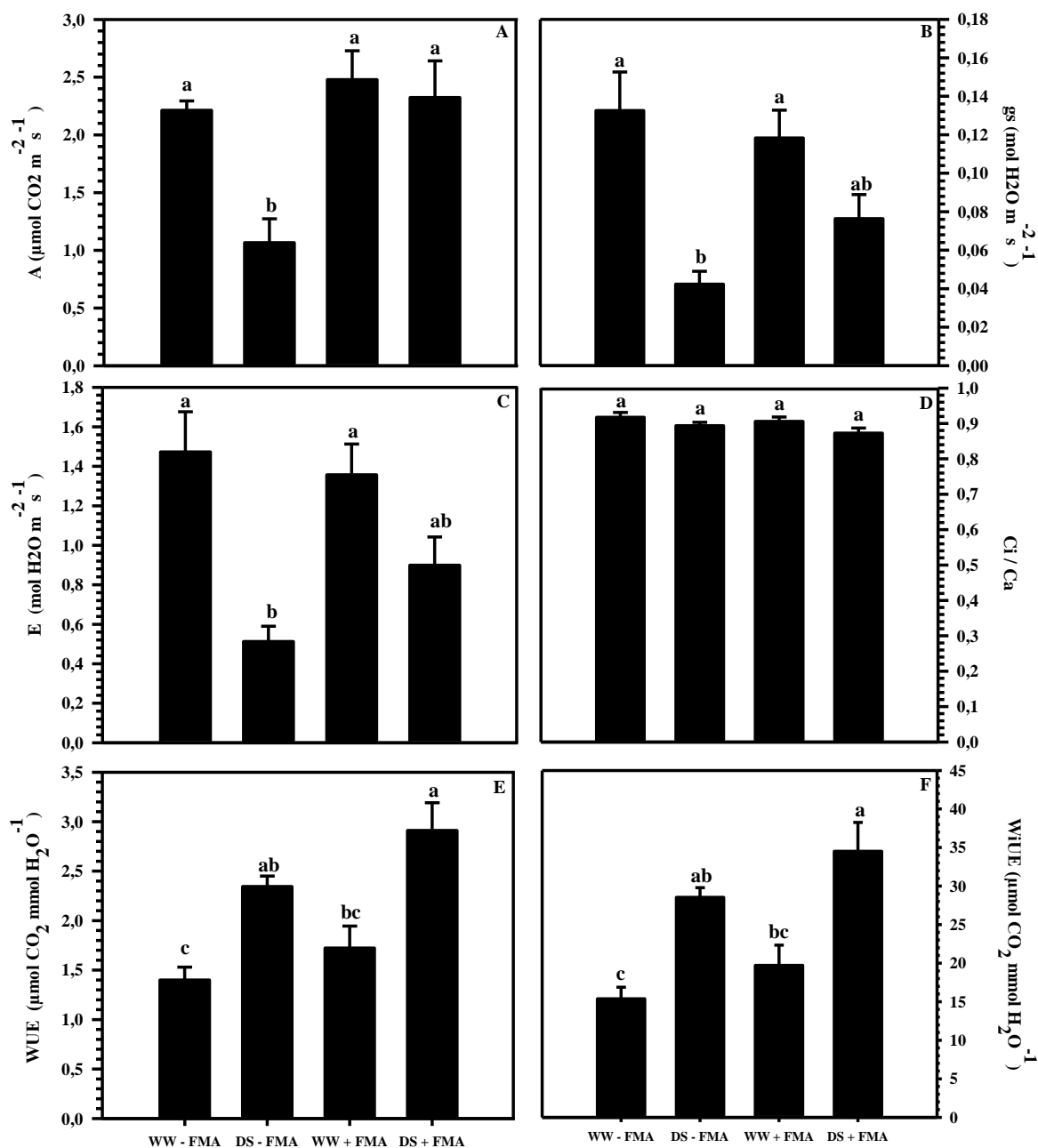


Figura 5: Taxa fotossintética (A), condutância estomática (B), transpiração (C), concentração interna e externa de CO_2 (D), eficiência do uso da água (E) e eficiência intrínseca do uso da água (F) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.5 Fluorescência da Clorofila *a*

De acordo com os resultados observados nas Figuras 6A e E, o rendimento quântico máximo potencial do FSII, fluorescência inicial, o rendimento quântico efetivo do

FSII, transporte de elétrons e o coeficiente de dissipação não fotoquímico não se diferenciaram entre os tratamentos.

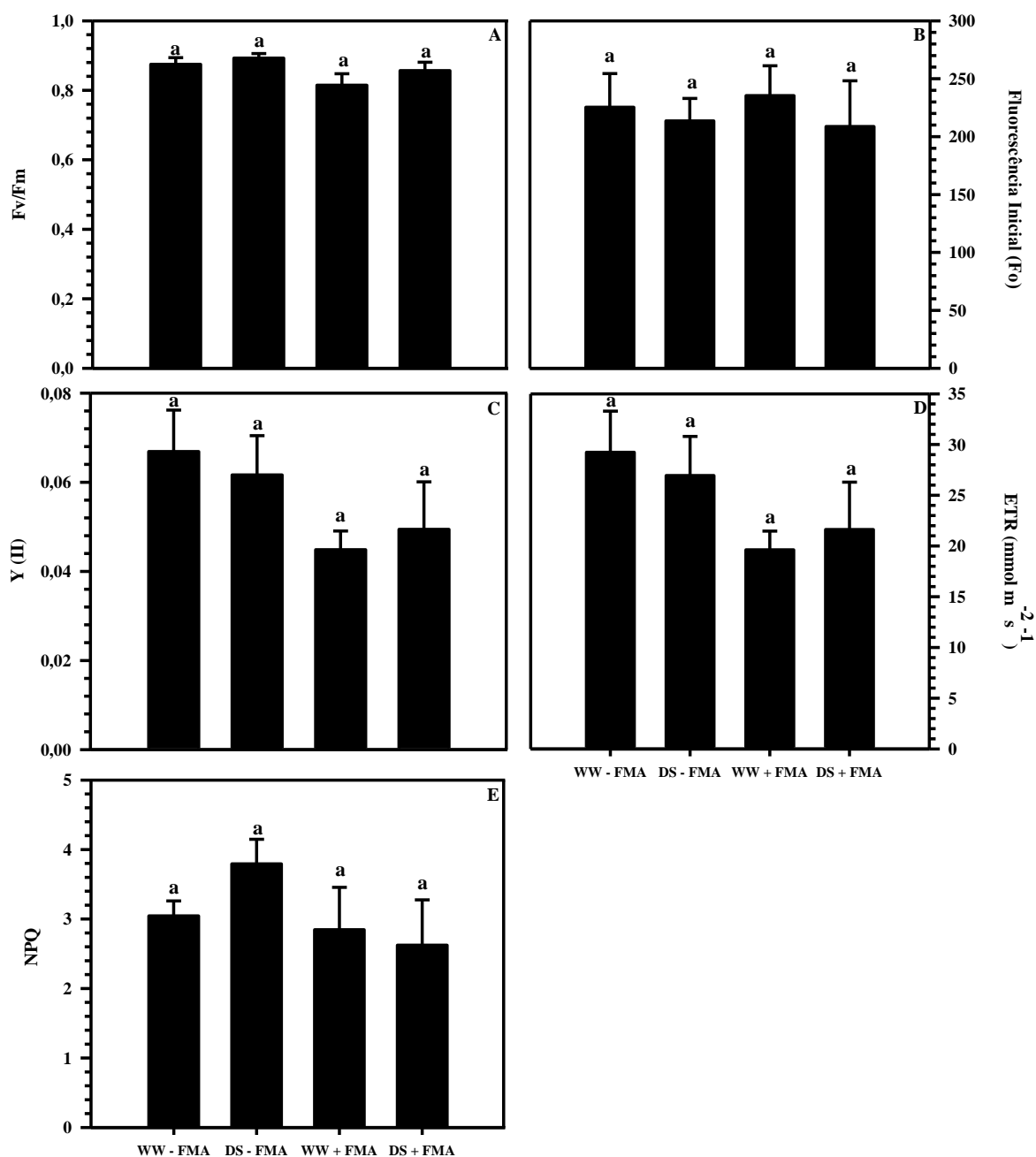


Figura 6: Rendimento quântico máximo potencial do FSII (A), fluorescência inicial (B), rendimento quântico efetivo do FSII (C), transporte de elétrons (D) e coeficiente de dissipação não-fotoquímico (E) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.6 Quantificação de prolina e açúcares solúveis

O conteúdo de prolina nas plantas em condição de déficit hídrico sem inoculante ($1,44 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$) foi superior às plantas irrigadas sem FMA ($0,39 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$), às plantas inoculadas com FMA sob irrigação ($0,48 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$) e sob condição de déficit hídrico ($0,54 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$) (Figura 7A).

Para a concentração do amido, Figura 7B, observa-se o valor de 3,95 % nas plantas inoculadas em condição de déficit hídrico, assemelhando-se às plantas inoculadas com FMA (3,77 %), superior às plantas irrigadas sem a presença do *Glomus clarum* (3,10 %). E com valor mais baixo, estão as plantas em déficit hídrico sem inoculante, com 2,94 %.

Os valores de açúcar solúvel total, Figura 7C, em plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico (2,19 %), foram semelhantes às plantas inoculadas com FMA sob irrigação (2,11 %) e sob déficit (2,11 %). E estes tratamentos foram superiores às plantas irrigadas sem inoculante (1,68 %). Para açúcar redutor, não ocorreu diferença entre os tratamentos (Figura 7D).

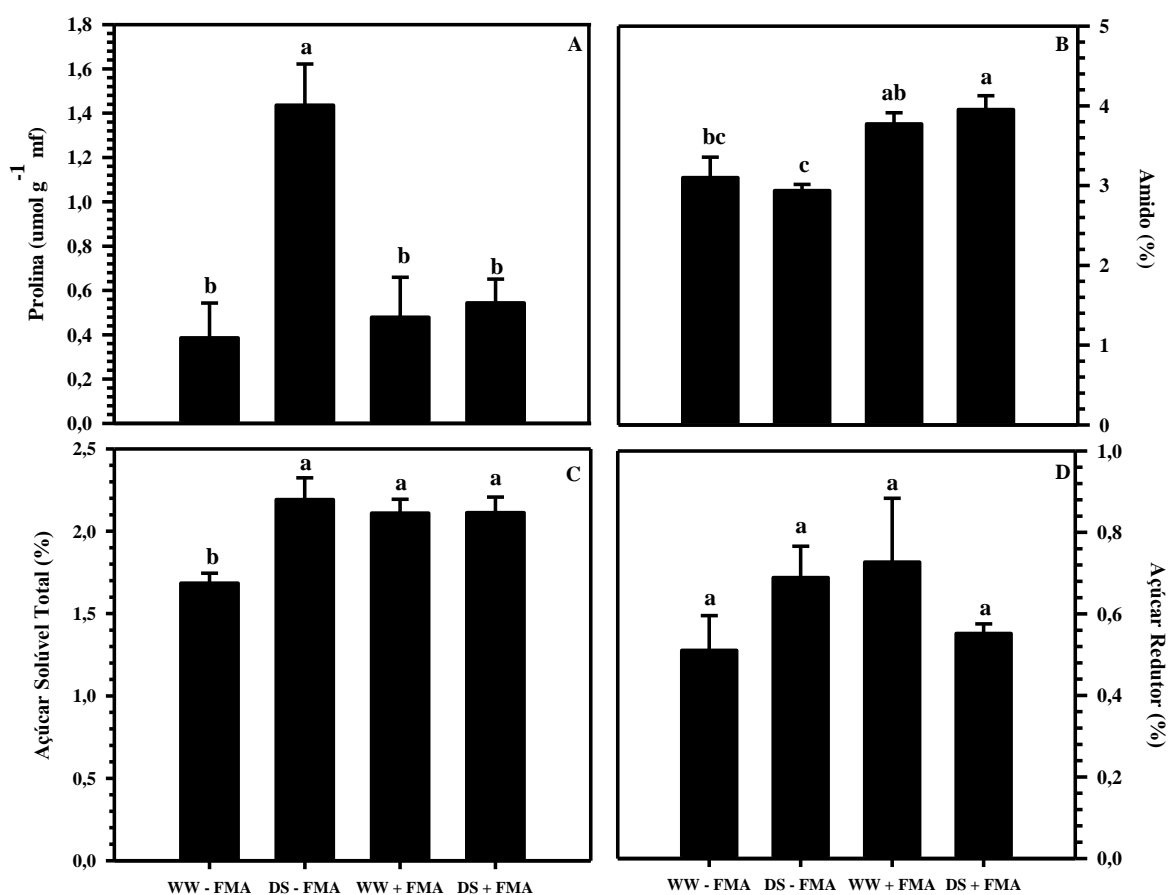


Figura 7: Concentração de prolina (A), amido (B), açúcar solúvel total (C) e açúcar redutor (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.7 Acúmulo de ácido malonaldeído e peróxido de hidrogênio

O acúmulo de ácido malonaldeído, Figura 8A, em plantas sem inoculante sob condição de déficit hídrico ($51,40 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$) foi superior em comparação às plantas irrigadas sem FMA ($49,63 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$), com FMA ($47,40 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$), e com *Glomus clarum* em condição de déficit hídrico ($46,00 \mu\text{mol g}^{-1} \text{mf}$). Os valores de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) não diferenciaram significativamente entre os tratamentos (Figura 8B).

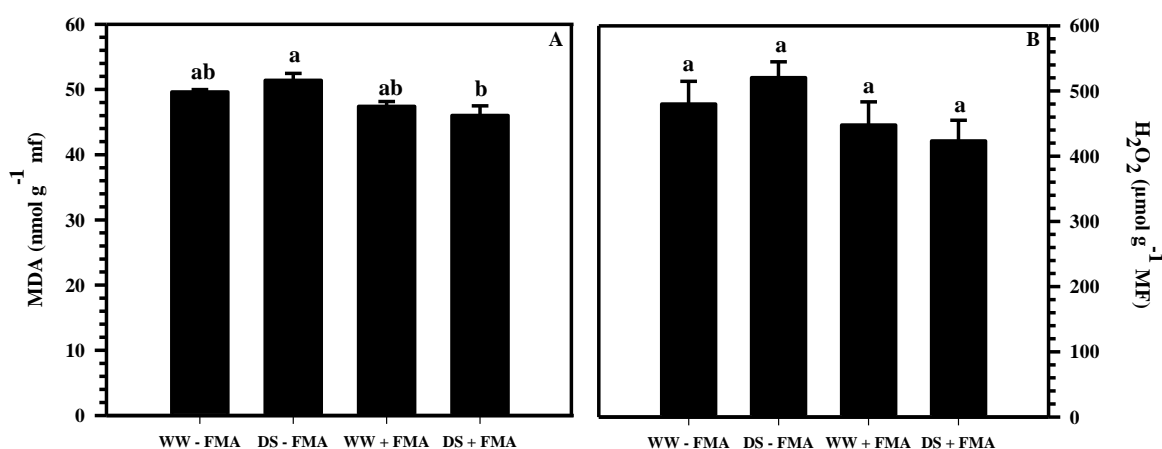


Figura 8: Concentração de MDA (A), peróxido de hidrogênio (B) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.8 Análise enzimática

Os valores referentes à concentração da catalase, Figura 9A, para as plantas sem inoculação e sob condição de déficit hídrico ($50,96 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$), embora similares às plantas irrigadas sem inoculante ($38,05 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$) e às plantas inoculadas com FMA ($38,04 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$), diferiram significativamente em comparação com as plantas inoculadas em déficit ($33,68 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$).

A concentração do superóxido dismutase (SOD), Figura 9B, nas plantas sem FMA sob condição de déficit hídrico ($13,86 \text{ U min}^{-1}\text{mg}^{-1} \text{prot}$) foi maior que nas plantas irrigadas sem FMA ($10,80 \text{ U min}^{-1}\text{mg}^{-1} \text{prot}$), inoculadas com FMA sob irrigação ($9,56 \text{ U min}^{-1}\text{mg}^{-1} \text{prot}$) e sob condição de déficit hídrico ($9,09 \text{ U min}^{-1}\text{mg}^{-1} \text{prot}$). Os valores de

peroxidase do ascorbato (APX) e peroxidase (POX) não diferiram significativamente entre os tratamentos (Figuras 9C e D).

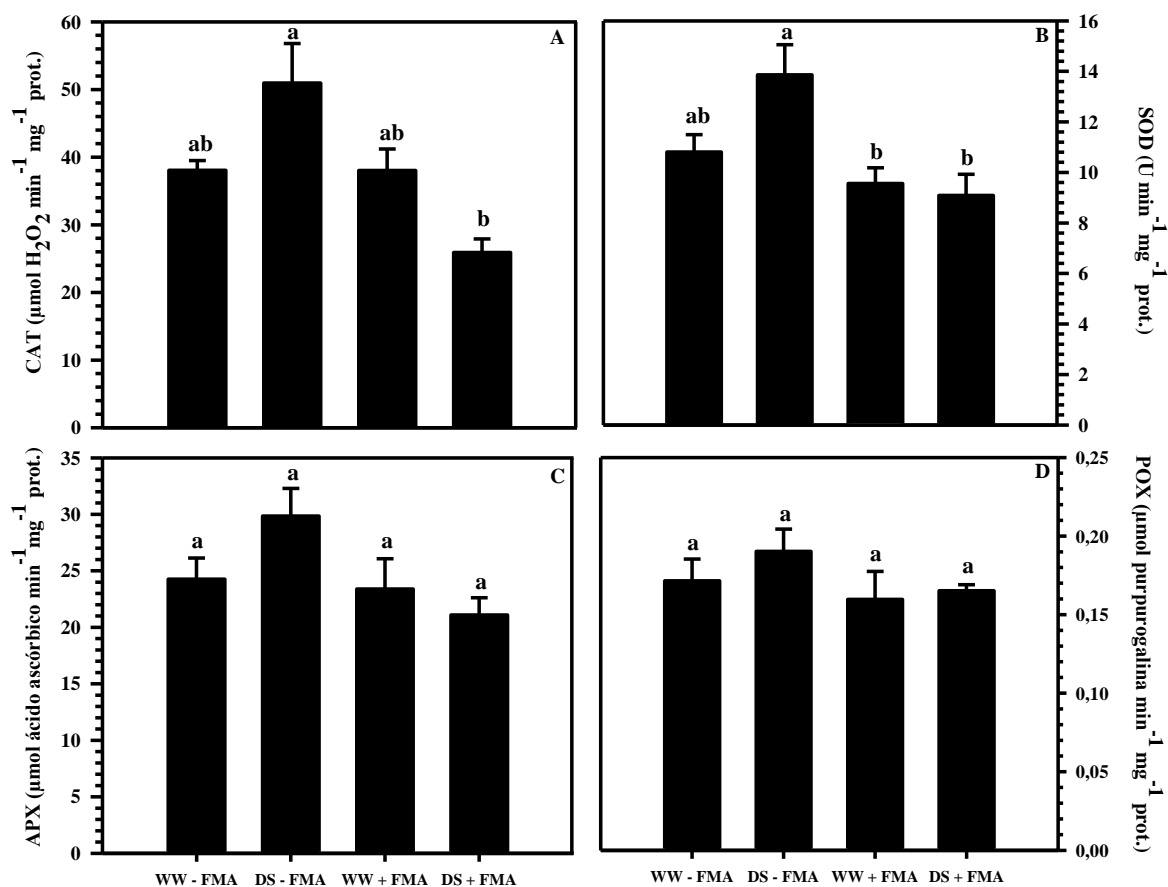


Figura 9: Concentração de catalase (A), superóxido dismutase (B), peroxidase do ascorbato (C) e peroxidase (D) em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.9 Massa seca da raiz

A massa seca da raiz observada, Figura 10, nas plantas inoculadas com FMA e irrigadas (5,60 g) foi maior que nas plantas inoculadas em condição de déficit hídrico (5,31 g) e irrigadas sem FMA (5,44 g), que foram superiores às plantas sem inoculante sob condição de déficit hídrico (5,12 g).

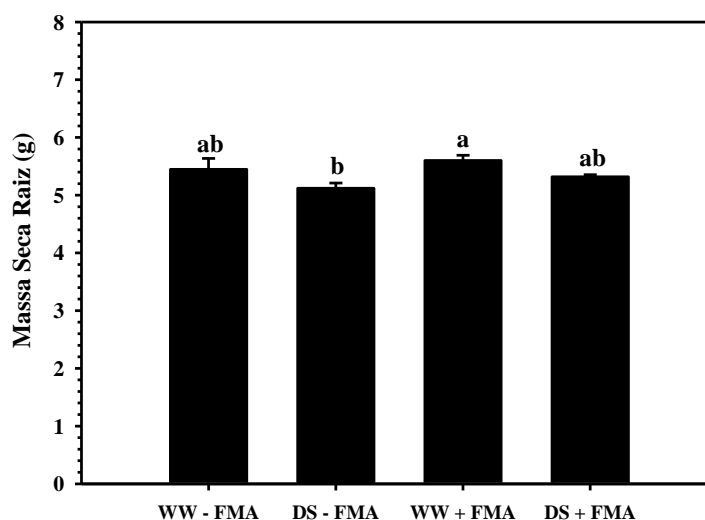


Figura 10: Massa seca do sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.10 Avaliação do sistema radicular

A avaliação do sistema radicular, Tabela 1, mostra que o volume de 13,14 mm³ das plantas inoculadas sob condição de déficit hídrico foi semelhante às plantas irrigadas com inoculante (14,44 mm³) e na ausência do FMA (12,09 mm³); já para plantas sem inoculante em condição de déficit hídrico, o volume de 9,25 mm³ foi inferior. Para a área de superfície também foi evidenciada semelhança entre as plantas inoculadas em condição de déficit hídrico (33,35 mm²), irrigadas com inoculação do FMA (35,20 mm²) e sem FMA (30,33 mm²), porém os valores foram superiores quando na ausência de FMA sob condição de déficit hídrico (25,51 mm²). Os valores do diâmetro não diferiram significativamente entre os tratamentos.

Tabela 1: Volume, área e diâmetro do sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

| Tratamento | Volume(mm ³) | Área de superfície(mm ²) | Diâmetro (mm) |
|------------|--------------------------|--------------------------------------|---------------|
| WW -AMF | 12,09 ab | 30,33 ab | 1,03 a |
| DS -AMF | 9,25 b | 25,51 b | 0,99 a |
| WW +AMF | 14,44 a | 35,20 a | 1,03 a |
| DS +AMF | 13,14 ab | 33,35 a | 1,00 a |
| CV (%) | 15,78 | 11,64 | 7,08 |

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

Imagem do sistema radicular de plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* após serem submetidas a déficit hídrico de 10 dias na fase reprodutiva de desenvolvimento (Figura 11).

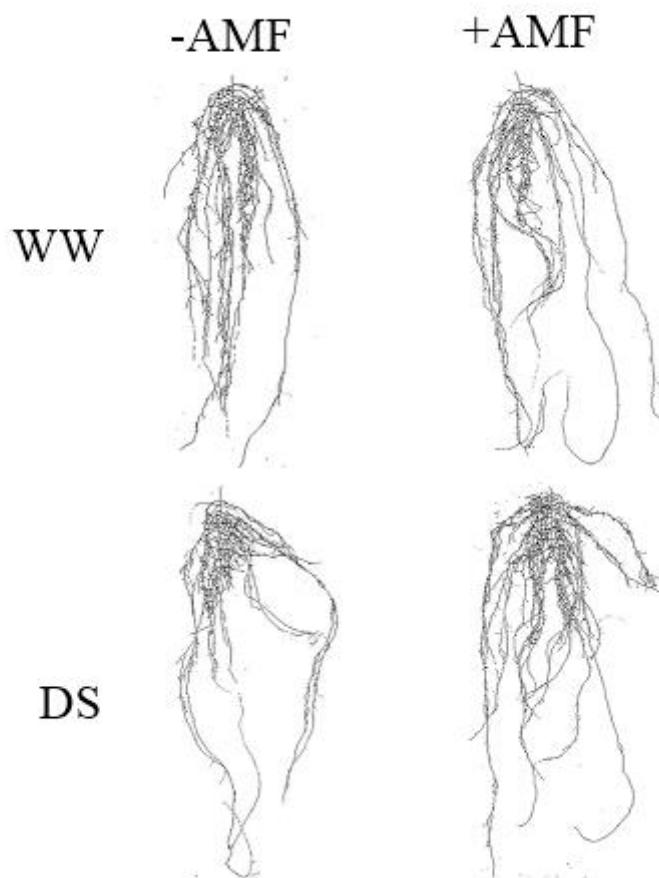


Figura 11: Área sistema radicular em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

3.11 Densidade de esporos

A densidade de esporos presentes no solo rizosférico, Figura 12, mostra que, em plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico, o valor de 328 esporos (100 g de solo) foi superior, quando comparado com as plantas inoculadas irrigadas, 277 esporos (100 g de solo), e com as plantas irrigadas sem inoculante de FMA, 203 esporos (100 g de solo), sendo o destaque principalmente pela superioridade em comparação com as plantas sem inoculante sob condição de déficit hídrico, com 164 esporos (100 g de solo).

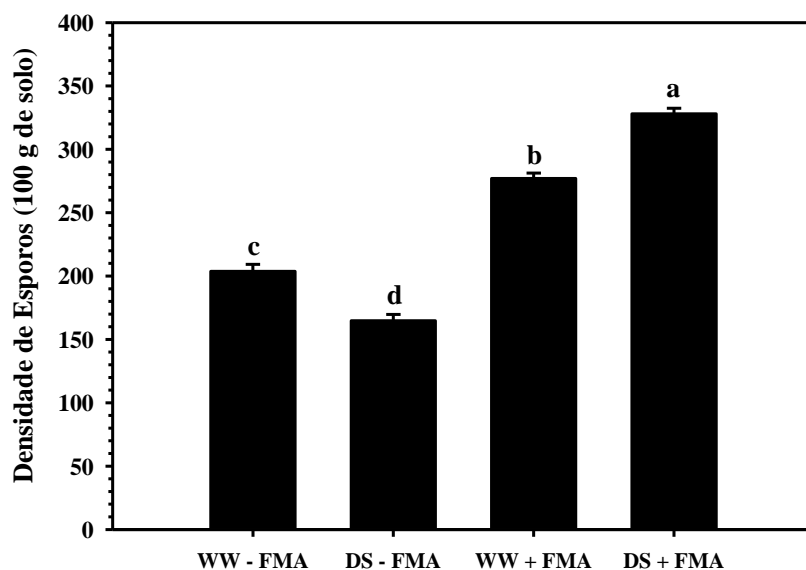


Figura 12: Densidade de esporos em solo rizosférico em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

Lâmina microscópica de esporos do gênero *Glomus* presentes em solo rizosférico na presença de plantas de 0(Figura 13).

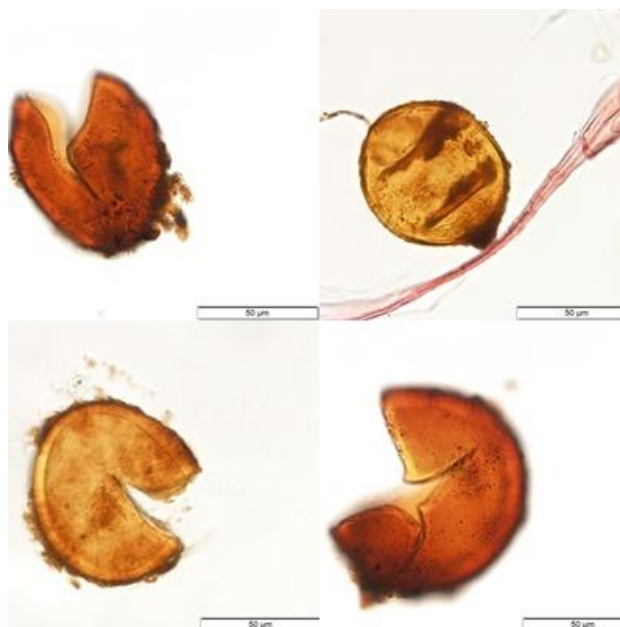


Figura 13: Esporos do gênero *Glomus* observados em plantas de soja inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico.

3.12 Percentual de colonização e dependência micorrízica

O percentual de colonização micorrízica, Tabela 2, mostra que plantas inoculadas sob condição de déficit hídrico tiveram colonização de 10,75%, semelhante às plantas inoculadas com FMA irrigadas (10,50 %), superiores em comparação com as plantas sem inoculante de FMA sob irrigação (6,50%) e sob condição de déficit hídrico (5,75%).

A avaliação da dependência micorrízica determinou que as plantas de soja em condição de restrição hídrica (1,06%) dependem mais do fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum* para seu desenvolvimento do que as plantas irrigadas, cujo valor da dependência foi 0,08%.

Tabela 2: Percentual de colonização e dependência micorrízica em plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

| Tratamento | Percentual de Colonização (%) |
|-----------------------------|-------------------------------|
| WW -AMF | 6,50 b |
| DS -AMF | 5,75 b |
| WW +AMF | 10,50 a |
| DS +AMF | 10,75 a |
| CV (%) | 8,08 |
| Dependência Micorrízica (%) | |
| WW | 0,08 b |
| DS | 1,06 a |
| CV (%) | 0,00 |

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

3.13 Avaliação nutricional

O conteúdo de fósforo no solo, folha e raiz, Tabela 3, mostra que a taxa do nutriente no solo foi maior nas plantas irrigadas não inoculadas (1,90 mg dm⁻³) do que nas plantas inoculadas em condição de déficit hídrico (1,53 mg dm⁻³), mas se manteve semelhante em relação às plantas irrigadas sem FMA (1,67 mg dm⁻³) e às plantas inoculadas com FMA irrigadas (1,62 mg dm⁻³). Nas folhas, o conteúdo de P foi maior nas plantas irrigadas sem inoculante (0,54 g kg⁻¹) do que nos demais tratamentos. A concentração nas raízes de plantas inoculadas com FMA em condição de déficit hídrico (0,54 g kg⁻¹) e irrigadas (0,51 g kg⁻¹) juntamente com as plantas em condição de déficit hídrico sem FMA (0,51 g kg⁻¹) se assemelharam e foram superiores às plantas irrigadas sem FMA (0,42 g kg⁻¹).

Tabela 3: Teor de Fósforo (P) no solo, folha e raiz de plantas de soja com e sem inoculação sob irrigação e déficit hídrico. WW -AMF= plantas não inoculadas sob irrigação, DS -AMF= plantas não inoculadas sob déficit hídrico, WW +AMF= plantas inoculadas sob irrigação, DS +AMF= plantas inoculadas sob déficit hídrico.

| Tratamento | P solo (mg dm ⁻³) | P folha (g kg ⁻¹) | P raiz (g kg ⁻¹) |
|------------|-------------------------------|-------------------------------|------------------------------|
| WW -AMF | 1,90 a | 0,54 a | 0,42 b |
| DS -AMF | 1,67 ab | 0,41 b | 0,51 a |
| WW +AMF | 1,62 ab | 0,40 b | 0,51 a |
| DS +AMF | 1,53 b | 0,42 b | 0,55 a |
| CV (%) | 7,24 | 3,69 | 3,29 |

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%).

4. DISCUSSÃO

Neste estudo, foram inoculadas as plantas de soja com *Glomus clarum*, utilizado para formar associações simbióticas com uma variedade de espécies de plantas, para explorar os mecanismos de tolerância ao déficit hídrico. Foi induzido déficit hídrico de 10 dias no estágio fenológico V3, Figura 2, para simular como ocorre em condições naturais de campo e que, pelas mudanças climáticas previstas, o déficit hídrico pode se tornar mais abundante. Posteriormente, as plantas foram reirrigadas até novamente induzir outro déficit hídrico de 10 dias no estágio fenológico R3, o que foi verificado em plantas inoculadas com FMA, Figura 1, que mantiveram seu potencial hídrico similar às plantas irrigadas. Estes resultados se assemelham aos de Li et al. (2014), ao destacarem que a utilização de fungos micorrízicos pode aumentar a tolerância ao déficit hídrico, fato observado ao inocular *Glomus intraradices* em plantas de cevada em condições de seca, o qual melhorou a relação hídrica das plantas, pelo aumento do potencial hídrico e, com isso, a capacidade fotossintética dessas plantas. Essa condição de manter o status hídrico elevado é de suma importância, pois a água exerce papel primordial nos processos fisiológicos das plantas (GONG et al., 2013), com isso, entende-se que o aumento no estado hídrico decorrente da simbiose com o FMA pode colaborar para que estas plantas hospedeiras, mesmo em condição de déficit hídrico, mantenham o processo fisiológico em normalidade.

Em condição de seca, a produção excessiva das espécies reativas ao oxigênio pode ser induzida, com isso, ocasionar a ruptura das membranas, afetando, então, a respiração, a fotossíntese e o desenvolvimento geral da planta, além de prejudicar a produção de carboidratos, lipídeos e ácidos nucleicos (WARAICH et al., 2011; REDDY et al., 2014). Isto pode ser evidenciado pelas plantas sem FMA que, com menor potencial hídrico, Figura 1, tendem a reduzir a eficiência do aparato fotossintético (Figura 5A). Assim, pode-se caracterizar a importância dos fungos na adaptação das plantas na ausência

da água, principalmente para as mudanças climáticas previstas, que, possivelmente, irão propiciar maior escassez de água. Esta atribuição positiva do FMA também foi constatada por Zou et al. (2017), ao observarem que plantas de laranja trifoliada sem FMA em déficit hídrico reduziram seu potencial hídrico; já as inoculadas em déficit hídrico tiveram aumentado significativamente seu potencial hídrico (20 %), mantendo o mesmo status hídrico para plantas irrigadas ou em ausência de água. A conservação do turgor foliar é um mecanismo adaptativo fundamental para a regulação estomática e a atividade fotossintética para as plantas em condição de déficit hídrico (LIPIEC et al., 2013). Bárzana et al. (2012) verificaram que plantas de milho sem inoculante em déficit obtiveram potencial hídrico bem menor quando comparado com as plantas inoculadas pelo FMA *Glomus intraradices* em déficit. Estes resultados mostram a importância do FMA no sentido de as plantas superarem o déficit hídrico e manterem os processos fisiológicos normais. Com isso, pode-se atribuir aos FMA uma alternativa em potencial, já que plantas sem inoculação tendem a sofrer os efeitos provocados pelo déficit hídrico.

As plantas em presença de fungos micorrízicos frequentemente obtêm maior acúmulo de massa seca quando comparadas com plantas sem inoculação (LIU et al., 2015). Um estudo conduzido utilizando *S. davidii* e milho indicou que, em plantas inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares, a biomassa da parte aérea era maior do que em plantas sem FMA (SHENG et al. 2008; GONG et al. 2013). Conforme visto no presente experimento, pode-se observar semelhança com os resultados encontrados por Bernardo et al. (2017), ao verificarem que plantas de trigo inoculadas com *Glomus mosseae* obtiveram maior acúmulo de massa seca da parte aérea em comparação com as plantas sem FMA sob ausência de água, muito pelo fato de o fungo ter contribuído com o maior teor de água na biomassa. Os resultados refletem como foi o comportamento que ocorreu na massa seca das folhas, em que as plantas inoculadas em condição de déficit hídrico obtiveram maior fitomassa do que as plantas não inoculadas, Figura 3D, sendo estas plantas dependentes da radiação fotossinteticamente ativa e da eficiência na utilização dessa energia. Neste aspecto, as plantas sem inoculante e sob restrição hídrica tiveram seu processo fotossintético prejudicado pela seca, enquanto as plantas inoculadas toleraram os efeitos adversos.

O fungo micorrízico também induziu maior produção da biomassa radicular nas plantas em déficit hídrico (Figura 9). Produção da biomassa radicular é um índice que complementa o desempenho das plantas quando expostas a situações estressantes, além da eficiência promovida pelos FMA em termos de melhoria da biomassa dessas plantas

(RUIZ-LOZANO et al., 2012). Estes resultados de massa seca da raiz se assemelham aos resultados encontrados por Quiroga et al. (2017), ao indicarem que a inoculação de plantas de milho com *Rhizophagus irregularis* promoveu efeito similar aos tratamentos irrigado e sob déficit hídrico para a biomassa seca da raiz, ao contrário das plantas não inoculadas, cuja massa seca diminuiu significativamente na cultivar, que é sensível ao déficit. Esta atribuição positiva dos fungos micorrízicos arbusculares no aumento da massa seca pode ser relacionada ao aumento da área do sistema radicular, beneficiando a absorção de água (ASRAR et al., 2012). Fato evidenciado por Fei et al. (2015), ao observarem redução na biomassa da raiz em plantas em déficit hídrico inoculadas e não inoculadas, embora, para as inoculadas com *Rhizophagus irregularis*, a redução tenha sido de 70% da biomassa, enquanto para as não inoculadas, o percentual foi de 89,1% na redução da massa seca. Embora o último autor tenha visto redução na biomassa radicular das plantas na presença do FMA, em comparação com as plantas não inoculadas o percentual foi menor. Neste trabalho, *Glomus clarum* induziu maior produção de biomassa radicular, Figura 9, muito pelo aumento do desenvolvimento do sistema radicular, Figura 10, atributo conferido pelo fungos micorrízicos arbusculares presentes no solo, que permitem a expansão das raízes das plantas tanto em área como em volume.

Os pigmentos cloroplastídeos são de grande importância para o desenvolvimento das plantas, que, na presença do fungo micorrízico, de acordo com Yooyongwech et al. (2016), normalmente exibem maior nível de pigmentos fotossintéticos, que, em consequência, aumenta a taxa fotossintética. Assim, a inoculação com FMA pode aumentar o teor de clorofila a, carotenoides, enquanto o déficit hídrico ocasiona redução (REDDY et al., 2004 ; ZHU et al., 2011), o que foi consistente com a concentração desses pigmentos, Figura 3A, C e D, neste experimento, fato dependente das condições bioquímicas e ambientais (QIU et al., 2012). Segundo He et al. (2017), a inoculação de *Rhizophagus irregularis* protege as plantas de *Robinia pseudoacacia* contra a murcha das folhas, pois reduz o estresse oxidativo, com maior concentração de pigmentos fotossintéticos do que em plantas não inoculadas, independentemente das condições de irrigação, indicando que este FMA confere tolerância para estas plantas. Asrar e Elhindi (2011) também destacam a importância dos FMA para as plantas, ao verificarem que, com a utilização dos fungos em plantas de calêndula, o conteúdo de pigmentos cloroplastídeos e carotenoides foi maior do que nas plantas sem inoculação. Destacam ainda que o aumento no teor de

carotenoides ajuda as plantas a combater a fotoinibição de pigmentos em situação de estresse ocasionado pelo déficit hídrico.

A fotossíntese é caracterizada como um dos processos físico-químicos mais importantes das plantas, estando ligada à produção de biomassa, apresentando grande sensibilidade ao déficit hídrico (YANG et al., 2016). Essa afirmação corrobora os resultados deste experimento, cujas plantas de soja em déficit hídrico inoculadas com *Glomus clarum* tiveram sua taxa fotossintética elevada, Figura 5A pela consequente abertura estomática; o contrário ocorreu com as plantas não inoculadas sob déficit, que apresentaram menor taxa fotossintética, indicando sensibilidade aos efeitos ocasionais do déficit hídrico. Hu et al. (2017) também observaram aumento na taxa fotossintética em plantas irrigadas e em déficit moderado inoculadas com FMA, o que pode ter ocorrido como consequência do aumento da concentração de pigmentos fotossintéticos e da condutância estomática; já quando em situação estressante, foram obtidos menor fotossíntese e menor concentração de pigmentos. O mesmo foi observado por Mo et al. (2016), com redução considerável dos valores de fotossíntese das plantas de melancia em condição de déficit hídrico.

A fotossíntese em plantas sob déficit hídrico pode ser afetada negativamente pela alteração na estrutura interna do cloroplasto e mitocôndrias (HUSEYNOVA et al., 2016). A atribuição dos fungos às plantas hospedeiras também foi destacada por Zhou et al. (2015) ao verificarem que as plantas de trigo sem FMA em condição de seca tiveram redução nas taxas de fotossíntese, condutância estomática e transpiração, enquanto para as plantas inoculadas, as taxas foram superiores. A capacidade fotossintética e a eficiência da conversão de energia são reflexo das reações fotoquímicas, podendo ser sensíveis aos estresses abióticos (PORCEL et al., 2015). Embora a fluorescência da Clorofila *a* esteja ligada ao funcionamento do fotossistema II e ser um caráter intimamente ligado ao ambiente, para este experimento não foi evidenciada diferença entre os tratamentos, Figura 6, mesmo pelo fato de as plantas sem FMA sob déficit terem apresentado menor taxa fotossintética, Figura 5A, menor transpiração, Figura 5C, e menor condutância estomática, Figura 5B, em consequência do menor potencial hídrico (Figura 1).

A prolina têm fundamental importância no ajuste das plantas quando em situações de estresse abiótico, sendo um dos principais osmoprotetores dos vegetais (MOLINARI et al., 2007; SHARMA et al., 2011). Neste experimento, as plantas em condição de déficit hídrico sem inoculação de FMA aumentaram o conteúdo de prolina, Figura 7A, assim, elevando seu conteúdo osmótico para minimizar os danos que podem ser provocados pela

ausência de água, enquanto nas plantas inoculadas com FMA, esse menor conteúdo de prolina não investe nesse mecanismo pela sua contribuição no aumento do potencial hídrico, Figura 1, ainda que sob condição de déficit hídrico. Os resultados na produção de prolina corroboram os encontrados por (ZOU et al., 2013) em que plantas de *P. trifoliata* não inoculadas com FMA tiveram maior produção do que as inoculadas, pois as plantas com inoculação sofreram menos com o déficit hídrico por estarem com melhor estado de água foliar e volume de raiz e menor acúmulo de prolina. Estes resultados também se assemelham aos resultados de Liu et al. (2015), que observaram, em condição de seca, maior concentração de prolina nas plantas de soja não inoculadas do que nas inoculadas. Ainda de acordo com Rahimzadeh e Pirzad (2017), como resultado do déficit hídrico, a concentração de prolina foi menor em plantas de *Linum usitatissimum* inoculadas com FMA, do que em plantas sem fungo. Neste aspecto, plantas na presença dos fungos micorrízicos arbusculares conseguem se adaptar e tolerar os efeitos da seca sem necessidade de investir em mecanismo de proteção, como ocorreu nas plantas de soja sem FMA no déficit hídrico. Para teor de açúcar solúvel, houve semelhança entre as plantas sem FMA sob déficit hídrico e os tratamentos com plantas inoculadas, Figura 7C, embora a similaridade dos resultados não signifique que as plantas inoculadas possam estar estressadas, ou necessitando desse investimento para manter a pressão de turgescência, o que pode ser evidenciado pelo maior potencial hídrico, Figura 1, taxa fotossintética, Figura 5A, e propriamente pela menor concentração de prolina (Figura 7A). Estes resultados se assemelham aos resultados de Mirshad e Puthur (2016), cujos valores de açúcares solúveis totais encontrados nas plantas de *Saccharum arundinaceum* também foram superiores para as plantas inoculadas, seja em déficit ou irrigação plena, do que para as não inoculadas. Hu et al. (2017) também observaram semelhança nos níveis de metabolismo do açúcar em plantas inoculadas com FMA sob condições normais de irrigação com as plantas não inoculadas sob estresse, ocasionado pela ausência de água. O acúmulo de solutos permite a expansão celular, favorecendo o desenvolvimento das plantas em déficit hídrico, muito pelos estômatos parcialmente abertos, que permitem a fixação do CO₂ mesmo em ocorrência de déficit hídrico, atuando, assim, na integridade estrutural da membrana para tolerar o déficit e, em consequência, a desidratação celular (LOUTFY et al., 2012). Este resultado indica que as plantas com FMA têm maior potencial para lidar com o déficit hídrico por terem maior capacidade para o ajuste osmótico do que as plantas não inoculadas. Algumas espécies vegetais modificam sua fisiologia para tolerar com mais eficiência eventos de estresse, além de se tornarem mais preparadas para futuras ocasiões

de estresse (WALTER et al., 2011; RIVAS et al., 2013). Assim, o acúmulo de solutos, como açúcares, pode proteger as plantas contra a perda de água, proporcionando aumento da pressão osmótica celular para que possa regular o equilíbrio osmótico a fim de manter a pressão de turgescência, em consequência, o teor de água (SALEHI-LISAR; BAKHSHAYESHAN, 2016).

As plantas não inoculadas em déficit hídrico, ao apresentar os efeitos negativos como a diminuição do potencial hídrico, Figura 1, condutância estomática, Figura 5B, taxa fotossintética, Figura 5A, e concentração de pigmentos cloroplastídeos, Figuras 4A e D, tiveram como resposta ao déficit indução no aumento do teor de prolina, Figura 7A, para evitar maiores danos. Este fato não foi suficiente para evitar maior concentração de ácido malonaldeído nestas plantas sem FMA, Figura 8A, que pode ser devido à ocorrência dos efeitos da ausência da água por meio de estresses oxidativos, como a formação das espécies reativas de oxigênio. O que não foi evidenciado nas plantas inoculadas com FMA em déficit hídrico, Figura 8A, corroborando positivamente as contribuições que os fungos micorrízicos podem levar às plantas. Os efeitos provocados pelo déficit hídrico podem induzir a formação de EROs e acúmulo de MDA pela peroxidação lipídica da membrana, tornando esse acúmulo indicador de estresse oxidativo (VIJAYAKUMARI; PUTHUR, 2015). Os resultados deste experimento corroboram os resultados de Mirshad e Puthur (2016), que observaram maior teor de MDA em plantas de *Saccharum arundinaceum* sem inoculação em déficit hídrico do que nas plantas inoculadas em déficit, bem como também para as plantas irrigadas. As plantas associadas aos FMA têm melhores condições de tolerar ausência de água pela diminuição do conteúdo de MDA e aumento do acúmulo de açúcar solúvel (ZHANG et al., 2010), afirmação condizente com os resultados obtidos neste estudo, que permitiram a plantas de soja melhores condições de realizar as atividades fisiológicas, com mínimas consequências em comparação às plantas sob ausência do *Glomus clarum*.

A baixa disponibilidade de água reduz a condutância estomática, transpiração, eficiência do uso da água, conteúdo de clorofila, fotossíntese, além de afetar a estabilidade da membrana (YANG et al., 2014). As EROs produzidas nos cloroplastos pela cadeia de transporte de elétrons podem inibir a liberação do oxigênio e o funcionamento do centro de reação do fotossistema II (PSII), resultando na peroxidação lipídica da membrana celular (Wang et al., 2014). Das enzimas antioxidantes, a catalase (CAT) atua como um dos principais mecanismos para minimizar o estresse oxidativo ocasionado às plantas (LIU et al., 2015). Dessa forma, o déficit hídrico induziu as plantas de soja sem FMA a obter maior

concentração da catalase, Figura 8C, em comparação com as plantas inoculadas em déficit, justamente para degradar o excesso de espécies reativas ao oxigênio. Além da catalase, a SOD, que também atua para remover o radical do superóxido ativo, teve maior concentração nas plantas sem FMA sob déficit hídrico, Figura 8D, para minimizar os danos oxidativos. Esta enzima contribui para a redução das EROs produzidas em decorrência do déficit hídrico (HERNÁNDEZ et al., 2012). Como foi observado, a atividade das enzimas antioxidantes CAT e SOD, de acordo com Gill e Tuteja (2010), e de outras espécies reativas de oxigênio, como o radical superóxido (O_2^-), radical hidroxila ($OH\cdot$) e oxigênio singlete (1O_2), pode ser estudada para avaliar danos oxidativos.

O desempenho das plantas em déficit hídrico está interligado ao sistema radicular. Gong et al. (2013) verificaram que o crescimento do sistema radicular em plantas colonizadas com FMA melhorou a assimilação de água quando comparadas com plantas sem inoculação de fungos micorrízicos sob condição de déficit hídrico, proporcionando maior absorção de água (HUANG et al., 2011). Fato que pode ser explicado pelo crescimento das hifas conforme ocorrido neste experimento, aumentando, assim, a área do sistema radicular dessas plantas (Figura 10, Tabela 1). Huang et al. (2011) verificaram que plantas de melão na presença de *Glomus* spp. têm maior tolerância ao estresse hídrico do que em ausência de FMA, por atuarem no maior comprimento de raízes, teor de açúcares solúveis e taxas fotossintéticas. Quanto maior o desenvolvimento do sistema radicular, menor serão os efeitos ocasionados pelo déficit hídrico. O presente estudo também apresenta resultados similares aos encontrados por Zou et al. (2017), ao verificarem que o sistema radicular de plantas de laranja trifoliada sem FMA em déficit hídrico se reduziu em comparação com as irrigadas. As plantas inoculadas tiveram aumento no crescimento maior na área de superfície, no diâmetro e no volume do que as plantas sem FMA.

O maior desenvolvimento do sistema radicular das plantas associa-se ao maior número de esporos, Figura 13, em solo rizosférico, que em déficit hídrico. As plantas inoculadas tiveram número superior de esporos em relação aos demais tratamentos, Figura 11, principalmente em comparação com as plantas sem FMA em déficit hídrico. Essa observação mostra o potencial de desenvolvimento desses micro-organismos em solos sob déficit hídrico, o que, conforme o presente estudo, possibilitou maior associação simbióticas entre as raízes das plantas de soja. Assim, o percentual de colonização micorrízica do FMA em plantas sob déficit foi superior aos tratamentos sem inoculação, Tabela 2, com isso, explica-se o motivo de as plantas com FMA terem apresentado

tolerância ao déficit hídrico pelo maior desenvolvimento do sistema radicular, Tabela 1, favorecendo maior área de contato em absorver água, minimizando os danos provocados por processos fisiológicos que reduzem a eficiência do desenvolvimento vegetal. Estes resultados se assemelham aos resultados obtidos por Mo et al. (2016), em que a colonização micorrízica em plantas de melancia inoculada pelo fungo *Glomus versiforme* não foi afetada significativamente pela restrição do suprimento de água. O que também foi observado por Liu et al. (2015), em que o déficit hídrico não comprometeu a colonização micorrízicas nas plantas inoculadas pelo FMA. O déficit hídrico afeta negativamente os vegetais, como plantas lenhosas, tal fato podendo ser conferido pelos resultados de Barros et al. (2018), ao observarem ausência de colonização micorrízica em plantas de *Cynophala flexuosa* sem FMA; já nas plantas inoculadas com *Glomus etunicatum* e *Acaulospora longula*, sob ausência de água ou irrigadas, obteve-se o mesmo percentual de colonização, o que resultou nessas plantas sob seca melhor condição hídrica do que naquelas sem inoculação. Isso pode destacar a importância de os fungos micorrízicos se associarem à maioria dos vegetais, podendo beneficiá-los principalmente na ausência de água. Com isso, caracteriza-se a dependência das plantas em déficit hídrico pelos fungos micorrízicos, podendo esta dependência variar quanto ao ambiente instalado, principalmente quando sob influência de déficit hídrico, como pode ser visto de acordo com Ruiz-Lozano et al. (2016), pois mesmo em distintas colheitas a dependência micorrízica seguiu a tendência de plantas de tomate e alface não inoculadas em déficit serem maiores do que sob irrigação, pelo fato de as plantas inoculadas terem sempre mantido o peso seco da parte aérea acima das plantas sem FMA. Conforme visto, plantas em déficit tiveram maior dependência dos fungos do que sob irrigação, assemelhando-se aos resultados de Asrar et al. (2012), que indicaram maior dependência micorrízica para as plantas de *Antirrhinum majus* em déficit, do que para as plantas mantidas sob irrigação, ao mesmo tempo que os fungos protegem as plantas dos efeitos do déficit hídrico. Além disso, os fungos contribuem para o aproveitamento do fósforo (P), o que foi evidenciado por Li et al. (2014), ao verificarem que plantas de cevada tiveram maior concentração de P nas raízes e que a cultivar brb sob inoculação do *Glomus intraradices* em condição de déficit hídrico foi maior do que nas irrigadas.

5. CONCLUSÃO

A utilização do fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum* promoveu maior tolerância nas plantas de soja frente aos efeitos provocados quando em déficit hídrico, ao manter uma condição hídrica das plantas semelhante às irrigadas. A resistência dessas plantas inoculadas com FMA está associada à maior sustentação do metabolismo fisiológico, com um melhor desempenho fotossintético, em conjunto com maior abertura estomática, além do aumento da concentração de pigmentos cloroplastídeos. Isso, em influência da manutenção hídrica, bem como do melhor desenvolvimento do sistema radicular, ao aumentar o percentual de colonização dos fungos às raízes. Assim, a simbiose com o FMA aumentou a tolerância das plantas de soja em déficit hídrico.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDERSON, M. D.; PRASAD, T. K.; STEWART, C. R. Changes in isozyme profiles of catalase, peroxidase, and glutathione reductase during acclimation to chilling in mesocotyls of maize seedlings. **Plant Physiology**, v. 109, n. 4, p. 1247–1257, 1995.

ANJUM, S. A.; TANVEER, M.; ASHRAF, U.; HUSSAIN, S.; SHAHZAD, B.; KHAN, I.; WANG, L. Effect of progressive drought stress on growth, leaf gas exchange, and antioxidant production in two maize cultivars. *Environmental Science and Pollution Research*, v. 23, n. 17, p. 17132–17141, 2016. DOI:10.1007/s11356-016-6894-8

AROCA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M.; ZAMARRENO, A. M.; PAZ, J. A.; GARCIA-MINA, J. M.; POZO, J. M.; LOPEZ-RAEZ, J. A. Arbuscular mycorrhizal symbiosis influences strigolactone production under salinity and alleviates salt stress in lettuce plants. **Journal Plant Physiology**, v. 170, n. 1, p. 47–55, 2013. DOI:10.1016/j.jplph.2012.08.020

ASRAR, A. A.; ABDEL-FATTAH, G. M.; ELHINDI, K. M. Improving growth, flower yield, and water relations of snapdragon (*Antirrhinum majus* L.) plants grown under well-watered and water-stress conditions using arbuscular mycorrhizal fungi. **Photosynthetica**, v. 50, n. 2, p. 305-316, 2012. <http://dx.doi.org/10.1007/s11099-012-0024-8>

ASRAR, A-WA.; ELHINDI, K. M. Alleviation of drought stress of marigold (*Tagetes erecta*) plants by using arbuscular mycorrhizal fungi. **Saudi Journal of Biological Sciences**. V. 18, n. 1, p. 93-98, 2011. DOI:10.1016/j.sjbs.2010.06.007.

BARROS, V.; FROSI, G.; SANTOS, M.; GOMES RAMOS, D.; FALCÃO, H.; SANTOS, M. Arbuscular mycorrhizal fungi improve photosynthetic energy use efficiency and decrease foliar construction cost under recurrent drought stress in woody evergreen species. **Plant Physiology and Biochemistry**, n. 127, p. 469-477, 2018. DOI: 10.1016/j.plaphy.2018.04.016

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, n. 5, p. 1009–1017, 2012. DOI:<http://doi.org/10.1093/aob/mcs007>

BEAUCHAMP, C.; FRIDOVICH, I. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. **Analytical Biochemistry**, v. 44, n. 1, p. 276–287, 1971. DOI: [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(71\)90370-8](https://doi.org/10.1016/0003-2697(71)90370-8)

BEHNAM, B.; IUCHI, S.; FUJITA, M.; FUJITA, Y.; TAKASAKI, H.; OSAKABE, Y.; YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K.; KOBAYASHI, M.; SHINOZAKI, K. Characterization of the promoter region of an Arabidopsis gene for 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase involved in dehydration-inducible transcription. **DNA Research**, v. 20, n. 4, p. 315-24, 2013. DOI:10.1093/dnares/dst012

BERNARDO, L.; MORCIA, C.; CARLETTI, P.; GHIZZONI, R.; BADECK, F. W.; RIZZA, F.; LUCINI, L.; TERZI, V. Proteomic insight into the mitigation of wheat root drought stress by arbuscular mycorrhizae. **Journal of Proteomics**, v. 169, p. 21-32, 2017. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jprot.2017.03.024>

BHATIA, V. S.; JUMRANI, K. A maximin-minimax approach for classifying soybean genotypes for drought tolerance based on yield potential and loss. **Plant Breeding**, v. 136, n. 6, p. 691–700, 2016. DOI: 10.1111/pbr.12414

BHATNAGAR-MATHUR, P.; DEVI, M. J.; REDDY, D. S.; LAVANYA, M.; VADEZ, V.; SERRAJ, R.; YAMAGUCHI-SHINOZAKI K.; SHARMA, K. K. Stress-inducible expression of AtDREB1A in transgenic peanut (*Arachis hypogaea* L.) increases transpiration efficiency under water-limiting conditions. **Plant Cell Reports**, v. 26, n. 12, p. 2071–2082, 2017. DOI: 10.1007/s00299-007-0406-8

BILGER, W.; SCHREIBER, U. & BOCK, M. Determination of the quantum efficiency of photosystem II and non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. **Oecologia**, v.102, p.425-432, 1995.

BONFANTE, P.; GENRE, A. Mechanisms underlying beneficial plant-fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. **Nature Communications**, v. 1, n. 48, 2010. DOI: 10.1038/ncomms1046

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, n.1-2, p. 248–254, 1976. DOI:[https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3)

CAKMAK I, HORST W. J. Effect of aluminium on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase, and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glycine max*). **Physiologia Plantarum**, v. 83, n. 3, p. 463-468, 1991. DOI:10.1111/j.1399-3054.1991.tb00121.x

CHANCE, B.; MAEHLY, A. C. Assay of Catalase and Peroxidases. **Methods in Enzymology**, v. 2, p. 764-775, 1955. DOI:[https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(55\)02300-8](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(55)02300-8)

CHEN, D.; WANG, S.; CAO, B.; CAO, D.; LENG, G.; LI, H.; YIN, L.; SHAN, L.; DENG, X. Genotypic variation in growth and physiological response to drought stress and re-watering reveals the critical role of recovery in drought adaptation in maize seedlings. **Frontiers Plant Science**, v. 6, p. 1241, 2016. DOI: 10.3389/fpls.2015.01241

DAI, A. Increasing drought under global warming in observations and models. **Nature Climate Change**, v. 3, p. 52–58, 2013. DOI: 10.1038/nclimate1811

DAS, S.; UPADHYAYA, H. D.; BAJAJ, D.; KUJUR, A.; BADONI, S.; LAXMI; KUMAR, V.; TRIPHATI, S.; GOWDA, C. L. L.; SHARMA, S.; SINGH, S.; TYAGI, A. K.; PARIDA, S. K. Deploying QTL-seq for rapid delineation of a potential candidate gene underlying major trait-associated QTL in chickpea. **DNA Research**, v. 22, n. 3, p. 193–203, 2015. DOI: 10.1093/dnares/dsv004

DEBONA, D.; RODRIGUES, F. A.; RIOS, J. A.; NASCIMENTO, K. J. T. Biochemical changes in the leaves of wheat plants infected by *Pyricularia oryzae*. **Phytopathology**, v. 102, n. 12, p. 1121–1129, 2012. DOI:10.1094/PHYTO-06-12-0125-R

DEL LONGO, O. T.; GONZÁLEZ, C. A.; PASTORI, G. M.; TRIPPI, V. S. Antioxidant defences under hyperoxygenic and hyperosmotic conditions in leaves of two lines of maize with differential sensitivity to drought. **Plant Cell Physiology**, v. 34, n. 7, p. 1023–1028, 1993. DOI:<https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a078515>

EHLERINGER, J. Leaf absorptances of Mohave and Sonoran desert plants. **Oecologia**, v. 49, n. 3, p. 366-370, 1981.

ENDO, A.; SAWADA, Y.; TAKAHASHI, H.; OKAMOTO, M.; IKEGAMI, K.; KOIWAI, H.; SEO, M.; TOYOMASU, T.; MITSUHASHI, W.; SHINOZAKI, K.; NAKAZONO, M. Drought induction of Arabidopsis 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase occurs in vascular parenchyma cells. **Plant Physiology**, v. 147, n. 4, p. 1984-1993, 2008. DOI:<https://doi.org/10.1104/pp.108.116632>

FEI, H.; HAOQIANG, Z.; MING, T. Aquaporin gene expression and physiological responses of *Robinia pseudoacacia* L. to the mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis* and drought stress. **Mycorrhiza**, n. 26, v. 4, p. 311–323, 2015. DOI: 10.1007/s00572-015-0670-3

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542011000600001>

FOYER, C. H., LAM, H. M., NGUYEN, H. T., SIDDIQUE, K. H. M., VARSHNEY, R., et al. Neglecting legumes has compromised global food and nutritional security. **Nature Plants**, v. 2, n. 2, p. 1-10, 2016. DOI: 10.1038/nplants.2016.112

GAY, C.; GEBICKI, J. M. A critical evaluation of the effect of sorbitol on the ferric–xylenol orange hydroperoxide assay. **Analytical Biochemistry**, 284, n. 2, p. 217–220, 2000. DOI:10.1006/abio.2000.4696

GENTY, B.; BRIANTAIS, J.M.; BAKER, N.R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta**, v.990, p.87-92, 1989.

GERDEMANN, J. W.; NICHOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235-344. 1963.

GHOBADI, M.; TAHERABADI, S.; GHOBADI, M. E.; MOHAMMADI, G. R.; JALALI-HONARMAND, S. Antioxidant capacity, photosynthetic characteristics and water relations of sunflower (*Helianthus annuus* L.) cultivars in response to drought stress. **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 29–38, 2013. DOI:10.1016/j.indcrop.2013.07.009

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 909–930, 2010. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>

GÓMEZ-BELLOT, M. J.; ORTUÑO, M. F.; NORTES, P. A.; VICENTE-SÁNCHEZ, J.; BAÑÓN, S.; SÁNCHEZ-BLANCO, M. J. Mycorrhizal euonymus plants and reclaimed water: Biomass, water status and nutritional responses. **Scientia Horticulturae**, v. 186, p. 61–69, 2015. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.02.022>

GONG, M.; TANG, M.; CHEN, H.; ZHANG, Q.; FENG, X. Effects of two *Glomus* species on the growth and physiological performance of *Sophor davidii* seedlings under water stress. **New Forests**, v. 44, n. 3, p. 399–408, 2013. DOI <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9349-1>

GRINNAN, R.; CARTER TE, J. R.; JOHNSON, M. T. J. Effects of drought, temperature, herbivory, and genotype on plant–insect interactions in soybean (*Glycine max*). **Arthropod Plant Interact**, 7:201–205, 2013. <https://doi.org/10.1007/s11829-012-9234-z>

GROVER, M.; ALI, S. Z.; SANDHYA, V.; RASUL, A.; VENKATESWARLU, B. Role of microorganisms in adaptation of agriculture crops to abiotic stresses. **World Journal Microbiology Biotechnology**, v. 27, n. 5, p. 1231–1240, 2011.

HAVIR, E. A.; MCHALE, N. A. Biochemical and developmental characterization of multiple forms of catalase in tobacco leaves. **Plant Physiology**, v. 84, n. 2, p. 450–455, 1987.

HE, F.; SHENG, M.; TANG, M. Effects of *Rhizophagus irregularis* on Photosynthesis and Antioxidative Enzymatic System in *Robinia pseudoacacia* L. under Drought Stress. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, n. 183, 2017. DOI: 10.3389/fpls.2017.00183

HEATH, R. L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Archives in Biochemistry and Biophysics**, v. 125, n. 1, p. 189–198, 1968. DOI:10.1016/0003-9861(68)90654-1

HENDRICKSON, L.; CHOW, W.S.; FURBANK, R.T. A simple alternative approach to assessing the fate of absorbed light energy using chlorophyll fluorescence. **Photosynthesis Research**, v.82, n. 1, p. 73-81, 2004. DOI:10.1023/B:PRES.0000040446.87305.f4

HERNÁNDEZ, I.; CELA, J.; ALEGRE, L.; MUNNÉ-BOSCH, S. Antioxidant defenses against drought stress. **Plant Responses to Drought Stress**. p. 231–258, 2012. DOI 10.1007/978-3-642-32653-0_9

HU, W.; ZHANG, H.; CHEN, H.; TANG, M. Arbuscular mycorrhizas influence *Lycium barbarum* tolerance of water stress in a hot environment. **Mycorrhiza**, v. 27, n. 5, p. 451-463, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-017-0765-0>

HUANG, Z.; ZOU, Z.; HE, C.; HE, Z.; ZHANG, Z.; LI, J. Physiological and photosynthetic responses of melon (*Cucumis melo* L.) seedlings to three *Glomus* species under drought stress. **Plant and Soil**, v. 339, n. 1-2, p. 391–399, 2011. DOI <https://doi.org/10.1007/s11104-010-0591-z>

HUSEYNOVA, I. M.; RUSTAMOVA, S. M.; SULEYMANOV, S. Y.; ALIYEVA, D. R.; MAMMADOV, A. C.; ALIYEV, J. A. Drought-induced changes in photosynthetic apparatus and antioxidant components of wheat (*Triticum durum* Desf.) varieties. **Photosynthesis Research**, v. 130, n. 1-3, p. 215–223, 2016. DOI:<https://doi.org/10.1007/s11120-016-0244-z>

JUMRANI, K.; BHATIA, V. S.; PANDEY, G. P. Impact of elevated temperatures on specific leaf weight, stomatal density, photosynthesis and chlorophyll fluorescence in soybean. **Photosynthesis Research**, v. 131, n. 3, p. 333–350, 2017. DOI: 10.1007/s11120-016-0326-y.

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, Peroxidase, and Polyphenoloxidase Activities during Rice Leaf Senescence. **Plant Physiology**, v. 57, n. 2, p. 315-319, 1976.

KO, K. P., PARK, S. K., YANG, J. J., MA, S. H., GWACK, J., SHIN, A., ET AL. Intake of soy products and other foods and gastric cancer risk: a prospective study. **Journal Epidemiol.** 23, 337, 2013. DOI: 10.2188/jea.JE20120232

KOSHIBA, T. Cytosolic ascorbate peroxidase in seedling and leaves of maize (*Zea mays*). **Plant, Cell and Physiology**, v. 34, n. 5, p. 713-721, 1993. DOI:<https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a078474>

KOSKEY, R. E.; GEMMA, J. N. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. **Mycological Research**, v. 92, n. 4, p. 486-505, 1989. DOI:10.1016/S0953-7562(89)80195-9

KUO, M. C.; KAO, C. H. Aluminum effects on lipid peroxidation and antioxidative enzyme activities in rice leaves. **Biologia Plantarum**, v. 46, n. 1, p. 149–152, 2003.

LAISK, A.; LORETO, F. Determining photosynthetic parameters from leaf CO₂ exchange and chlorophyll fluorescence. **Plant Physiology**, v.110, p.903-912, 1996.

LI, T.; LIN, G.; ZHANG, X.; CHEN, Y.; ZHANG, S.; CHEN, B. Relative importance of an arbuscular mycorrhizal fungus (*Rhizophagus intraradices*) and root hairs in plant drought tolerance. **Mycorrhiza**, v. 24, n.8, p. 595-602, 2014. <https://doi.org/10.1007/s00572-014-0578-3>

LIPIEC, J.; DOUSSAN, C.; NOSALEWICZ, A.; KONDRACKA, K. Effect of drought and heat stresses on plant growth and yield: a review. **International Agrophysics**, v. 27, n. 4, p. 463–477, 2013. DOI:<https://doi.org/10.2478/intag-2013-0017>

LIU, J.; WANG, X.; HU, Y.; HU, W.; BI, Y. Glucose6-phosphate dehydrogenase plays a pivotal role in tolerance to drought stress in soybean roots. **Plant Cell Reports**, v. 32, n. 2, p. 415 – 429, 2013. DOI: 10.1007/s00299-012-1374-1

LIU, K., ZHOU, S.B., WU, X.Y., LIU, F.; LI, G.X. Effects of irradiance on the photosynthetic traits, antioxidative enzymes, and growth of *Cryptotaenia japonica*. **Biologia Plantarum**, vol. 59, no. 3, pp. 521-528, 2015.

LIU, T.; SHENG, M.; WANG, C. Y.; CHEN, H.; LI, Z.; TANG, M. Impact of arbuscular mycorrhizal fungi on the growth, water status, and photosynthesis of hybrid poplar under drought stress and recovery. **Photosynthetica**, v. 53, n.2, p. 250-258, 2015. DOI: 10.1007/s11099-015-0100-y

LIU, Z.; LI, Y.; MA, L.; WEI, H.; ZHANG, J.; HE, X.; TIAN, C. Coordinated Regulation of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Soybean MAPK Pathway Genes Improved Mycorrhizal Soybean Drought Tolerance. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 28, n. 4, p. 408-419, 2015. <https://doi.org/10.1094/MPMI-09-14-0251-R>

LOUTFY, N.; EL-TAYEB, M. A.; HASSANEN, A. M.; MOUSTAFA, M. F. M.; SAKUMA, Y.; INOUHE, M. Changes in the water status and osmotic solute contents in response to drought and salicylic acid treatments in four different cultivars of wheat (*Triticum aestivum*). **Journal of Plant Research**, v. 125, n. 1, p. 173–184, 2012. DOI:10.1007/s10265-011-0419-9.

MCGONIGLE, T. P.; MILLER, M. H.; EVANS, D. G.; FARCHILD, G. L.; SWAN, J. A. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 115, n. 3, p. 495-501. 1990. DOI:10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x

MEHER.; SHIVAKRISHNA, P.; REDDY, K. A.; RAO, D. M. Effect of PEG-6000 imposed drought stress on RNA content, relative water content (RWC), and chlorophyll content in peanut leaves and roots. **Saudi Journal Biological Sciences**, v. 25, n. 2, p. 285–289, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.04.008>

MIN, H.; CHEN, C.; WEI, S.; SHANG, X.; SUN, M.; XIA, R.; LIU, X.; HAO, D.; CHEN, H.; XIE, Q. Identification of drought tolerant mechanisms in maize seedlings based on transcriptome analysis of recombination inbred lines. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, n. 1080, 2016. DOI:10.3389/fpls.2016.01080

MIRSHAD, P. P.; PUTHUR, J. T. Arbuscular mycorrhizal association enhances drought tolerance potential of promising bioenergy grass (*Saccharum arundinaceum* Retz.). **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 188, n. 7, p. 1-20, 2016. DOI: 10.1007/s10661-016-5428-7

MO, Y.; WANG, Y.; YANG, R.; ZHENG, J.; LIU, C.; LI, H.; MA, J.; ZHANG, Y.; WEI, C.; ZHANG, X. Regulation of Plant Growth, Photosynthesis, Antioxidation and Osmosis by an Arbuscular Mycorrhizal Fungus in Watermelon Seedlings under Well-Watered and Drought Conditions. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, n. 644, 2016. DOI: 10.3389/fpls.2016.00644

MOLINARI, H. B. C.; MARUR, C. J.; DAROS, E.; CAMPOS, M. K. F.; CARVALHO, J. R. F. P.; BESPALHOK-FILHO, J. C.; PEREIRA, L. F. P.; VIEIRA, L. G. E. Evaluation of the stress-inducible production of proline in transgenic sugarcane (*Saccharum* spp.): osmotic adjustment, chlorophyll fluorescence and oxidative stress. **Physiologia Plantarum**, vol. 130, n. 2, p. 218-229, 2007.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant Cell Physiology**, v. 22, n. 5, p. 867–880, 1981. DOI:<https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a076232>

NASCIMENTO, K. J. T.; DEBONA, D.; FRANÇA, S. K.S.; GONÇALVES, M. G. M.; DAMATTA, F.; RODRIGUES, F. A. Soybean Resistance to *Cercospora sojina* Infection Is Reduced by Silicon. **Biochemistry and Cell Biology**, v. 104, n. 11, p. 1183- 1191, 2014. DOI:10.1094/PHYTO-02-14-0047-R

OXBOROUGH, K.; BAKER, N. R. **Resolving chlorophyll a fluorescence images of photosynthetic efficiency into photochemical and non-photochemical components – calculation of qP and Fv'/Fm' without measuring Fo'**. **Photosynthesis Research**, v. 54, n. 2, p. 135–142, 1997. DOI:<https://doi.org/10.1023/A:1005936823310>

PEIXOTO, P. H. P; CAMBRAIA J. SANT`ANNA R, MOSQUIM, P. R, MOREIRA, M. A. Aluminium effects on lipids peroxidation and on the activities of enzymes of oxidative metabolism in sorghum. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**. n. 11, v. 3, p. 137-143, 1999.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-161. 1970. DOI:10.1016/S0007-1536(70)80110-3

PLENCHETTE, C.; FORTIN, J. A.; FURLAN, V. Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility mycorrhizal dependency under field conditions. **Plant and Soil**, v. 70, n. 2, p. 199 – 209, 1983.

PORCEL R.; REDONDO-GÓMEZ, S.; MATEOS-NARANJO, E.; AROCA, R.; GARCIA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis ameliorates the optimum quantum yield of photosystem II and reduces non-photochemical quenching in rice plants subjected to salt stress. **Journal of Plant Physiology**, v. 185, p. 75–83, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.07.006>

POZO, M. J.; LÓPEZ-RÁEZ, J. A.; AZCÓN, C.; GARCÍA-GARRIDO, J. M. Phytohormones as integrators of environmental signals in the regulation of mycorrhizal symbioses. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1431–1436, 2015. DOI:<https://doi.org/10.1111/nph.13252>

QIU, Z. Y.; WANG, L.H.; ZHOU, Q. Effects of bisphenol A on growth, photosynthesis and chlorophyll fluorescence in above-ground organs of soybean seedlings. **Chemosphere**, v. 90, n. 3, p. 1274–1280, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2012.09.085>

QUIROGA, G.; ERICE, G.; AROCA, R.; CHAUMONT, F.; RUIZ-LOZANO, J. M. 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**, v. 8, n. 1056. 2017. DOI: 10.3389/fpls.2017.01056

RAHIMZADEH, S.; PIRZAD, A. Arbuscular mycorrhizal fungi and *Pseudomonas* in reduce drought stress damage in flax (*Linum usitatissimum* L.): a field study. **Mycorrhiza**, v. 27, n. 6, p. 537-552, 2017. DOI:<https://doi.org/10.1007/s00572-017-0775-y>

RAY, D. K., MUELLER, N. D., WEST, P. C., AND FOLEY, J. A. Yield trends are insufficient to double global crop production by 2050. **PLoS ONE**, v. 8, n. 6, p. e66428, 2013. DOI: 10.1371/journal.pone.0066428

REDDY, A. R.; CHAITANYA, K. V.; VIVEKANANDAN, M. Drought-induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plants. **Journal of Plant Physiology**, v. 161, n. 11, p. 1189–1202, 2004. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jplph.2004.01.013>

REDDY, S. K.; LIU, S.; RUDD, J. C.; XUE, Q.; PAYTON, P.; FINLAYSON, S. A.; MAHAN, J.; AKHUNOVA, A.; HOLALU, S. V.; LU, N. Physiology and transcriptomics of water-deficit stress responses in wheat cultivars TAM 111 and TAM 112. *Journal of Plant Physiology*, v. 171, n. 14, p. 1289–1298, 2014. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jplph.2014.05.005>

RIVAS, R.; OLIVEIRA, M. T.; SANTOS, M. G. Three cycles of drought stress from seed to young plants of *Moringa oleifera* woody species improves stress tolerance. *Plant Physiology and Biochemistry*, v. 63, p. 200–208, 2013. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.11.026>

ROUPHAEL Y.; FRANKEN P.; SCHNEIDER C.; SCHWARZ D.; GIOVANNETTI M.; AGNOLUCCI M.; DE PASCALE, S.; BONINI, F.; COLLA, G. Arbuscular mycorrhizal fungi act as biostimulants in horticultural crops. *Scientia Horticulturae*, v. 196, p. 91–108, 2015. DOI: [10.1016/j.scienta.2015.09.002](https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.002)

RUIZ-LOZANO, J. M.; AROCA, R.; ZAMARREÑO, Á. M.; MOLINA, S.; ANDREO-JIMÉNEZ, B.; PORCEL, R.; GARCÍA-MINA, J. M.; RUYTER-SPIRA, C.; LÓPEZ-RÁEZ, J. A. Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato. *Plant Cell & Environment*, v. 39, n. 2, p. 441–452, 2016. DOI:<https://doi.org/10.1111/pce.12631>

RUIZ-LOZANO, J. M.; PORCEL, R.; AZCÓN, R.; AROCA, R. Regulation by arbuscular mycorrhizae of the integrated physiological response to salinity in plants: new challenges in physiological and molecular studies. *Journal of Experimental Botany*, v. 63, n. 11, p. 695–709, 2012. DOI: [10.1093/jxb/err313](https://doi.org/10.1093/jxb/err313)

SALEHI-LISAR, S.Y.; BAKHSHAYESHAN-AGDAM, H. **Drought stress in plants: causes, consequences, and tolerance.** In: M.A. HOSSAIN, S.H. WANI, S. BHATTACHARJEE, D.J. BURRITT and L.S.P. TRAN, eds. *Drought stress tolerance in plants*. New York: Springer International Publishing, vol. 1 - Physiology and Biochemistry, p. 1-16, 2016.

SCHOLANDER, P. E.; HAMMEL, H. T.; BRADSTREET, E. D.; HEMMINGSEN, E. A. Sap pressure in vascular plants. *Science*, v. 148, n. 3668, p. 339-46, 1965. DOI:[10.1126/science.148.3668.339](https://doi.org/10.1126/science.148.3668.339)

SHARMA, P.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S.; PESSARAKLI, M. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, v. 2012, ID 217037, 2012. DOI: 10.1155/2012/217037

SHARMA, S., VILLAMOR, J.G. and VERSLUES, P.E., 2011. Essential role of tissue-specific proline synthesis and catabolism in growth and redox balance at low water potential. **Plant Physiology**, vol. 157, n. 1, pp. 292-304.

SHENG, M.; TANG, M.; CHEN, H.; YANG, B.; ZHANG, F.; HUANG, Y. Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. **Mycorrhiza**, v. 18, v.6-7, p. 287–296, 2008. DOI <https://doi.org/10.1007/s00572-008-0180-7>

SMITH, S. E.; READ, D. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*, 3rd edition (London: Academic Press).

SMITH, S. E.; SMITH, F. A. Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. **Annual Review of Plant Biology**, v. 62, n. 1, p. 227–250, 2011. DOI: 10.1146/annurev-arplant-042110-103846.

SONG, F., TANG, D. L., WANG, X. L., WANG, Y. Z. Proteína de soja biodegradável materiais à base de isolados: uma revisão. **Biomacromolecules** 12, 3369-3380, 2011. DOI: 10.1021/bm200904x

SONG, L.; PRINCE, S.; VALLIYODAN, B.; JOSHI, T.; MALDONADO DOS SANTOS, J. V.; WANG, J.; LIN, L.; WAN, J.; WANG, Y.; XU, D.; NGUYEN, H. T. Genome-wide transcriptome analysis of soybean primary root under varying water-deficit conditions. **BMC Genomics**, v. 15, p. 17-57, 2016. DOI: 10.1186/s12864-016-2378-y

SOUSA, D. M. G.; LOBATO, E. **Correção do solo e adubação da cultura da soja**. Planaltina: EMBRAPA-CPAC, n. 33, 30p. 1996.

SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; BONITO, G.; CORRADI, N.; GRIGORIEV, I.; GRYGANSKYI, A.; JAMES, T. Y.; O'DONNELL, K.; ROBERSON, R. W.; TAYLOR, T. N.; UEHLING, J.; VILGALYS, R.; WHITE, M. M.; STAJICH, J. E. A phylum-level phylogenetic

classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 1028–1046, 2016. DOI: 10.3852/16-042

VIJAYAKUMARI, K.; PUTHUR, J. T. γ -Aminobutyric acid (GABA) priming enhances the osmotic stress tolerance in *Piper nigrum* Linn. plants subjected to PEG-induced stress. **Plant Growth Regulation**, v. 78, n. 1, p. 57-67, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10725-015-0074-6>,

WALTER, J.; NAGY, L.; HEIN, R.; RASCHER, U.; BEIERKUHNLIN, C.; WILLNER, E.; JENTSCH, A. Do plants remember drought? Hints towards a drought-memory in grasses. **Environmental and Experimental Botany**, v.71, p. 34-40, 2011. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2010.10.020

WANG, F.; CHEN, H. W.; LI, Q. T.; WEI, W.; LI, W.; ZHANG, W. K.; MA, B.; BI, Y. D.; LAI, Y. C.; LIU, X. L.; MAN, W. Q.; ZHANG, J. S.; CHEN, S. Y. GmWRKY27 interacts with GmMYB174 to reduce expression of GmNAC29 for stress tolerance in soybean plants. **Plant Journal**, v. 83, n. 2, p. 224–236, 2015. DOI: 10.1111/tpj.12879

WANG, X.; VIGNJEVIC, M.; JIANG, D.; JACOBSEN, S.; WOLLENWEBER, B. Improved tolerance to drought stress after anthesis due to priming before anthesis in wheat (*Triticum aestivum* L.) var, Vinjett. **Journal of Experimental Botany**, v. 65, n. 22, p. 6441–6456, 2014. DOI:10.1093/jxb/eru362

WARAICH, E. A.; AHMAD, R.; ASHRAF, M. Y. Role of mineral nutrition in alleviation of drought stress in plants. **Australian Journal of Crop Science**, v. 5, n. 6, p. 764–777, 2011.

WELLBURN, A. R. The spectral determination of chlorophyll-A and chlorophyll-B, as well as total carotenoids using various solvents with spectrophotometers of different resolution. **Journal Plant Physiology**, v. 144, n. 3, p. 301–313, 1994. DOI:10.1016/S0176-1617(11)81192-2

YANG, Y.; TANG, M.; SULPICE, R.; CHEN, H.; TIAN, S.; BAN, Y. Arbuscular mycorrhizal fungi alter fractal dimension characteristics of *Robinia pseudoacacia* L. Seedlings through regulating plant growth, leaf water status, photosynthesis, and nutrient concentration under drought stress. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 33, n. 3, p. 612–625, 2014. DOI:10.1007/s00344-013-9410-0

YOOYONGWECH, S.; SAMPHUMPHUANG, T.; TISARUM, R.; THEERAWITAYA, C.; CHA-UM, S. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) improved drought stress tolerance in two different sweet potato genotypes involves osmotic adjustments via soluble sugar and free proline. **Scientia Horticulturae**, v. 198, p. 107–117, 2016. DOI: 10.1016/j.scienta.2015.11.002

ZHANG, Y.; ZHONG, C. L.; CHEN, Z.; JIANG, Q. B.; WU, C.; Pinyopusarek, K. Improving drought tolerance of *Casuarina equisetifolia* seedlings by arbuscular mycorrhizas under glasshouse conditions. **New Forests**, v. 40, n.3, p. 261-271, 2010. DOI <https://doi.org/10.1007/s11056-010-9198-8>

ZHOU, Q.; RAVNSKOV, S.; JIANG, D.; WOLLENWEBER, B. Changes in carbon and nitrogen allocation, growth and grain yield induced by arbuscular mycorrhizal fungi in wheat (*Triticum aestivum* L.) subjected to a period of water deficit. *Plant Growth Regulation*, v. 75, n. 3, p. 751-760, 2015.

ZHU, X. C.; SONG, F. B.; LIU, S. Q.; LIU, T. D. Effects of arbuscular mycorrhizal fungus on photosynthesis and water status of maize under high temperature stress. **Plant Soil**, v. 346, n. 1-2, p. 189–199, 2011. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-0809-8>

ZOU, Y. N.; WANG, P.; LIU, C. Y.; NI, Q. D.; ZHANG, D. J.; WU, Q. S. Mycorrhizal trifoliolate orange has greater root adaptation of morphology and phytohormones in response to drought stress. **Scientific Reports**, v. 7, 41134, 2017. DOI:<http://doi.org/10.1038/srep41134>

ZOU, Y.N.; WU, Q. S.; HUANG, Y. M.; NI, Q. D.; HE, X. H. Mycorrhizal-mediated lower proline accumulation in *Poncirus trifoliata* under drought stress derives from the integration of inhibition of proline synthesis with increase of proline degradation. **PLoS One**, v. 8 (11): e80568, 2013. DOI: 10.1371/journal.pone.0080568

CAPÍTULO 3

PRODUTIVIDADE DA SOJA EM ASSOCIAÇÃO AO FUNGO MICORRÍZICO ARBUSCULAR *Glomus clarum* CULTIVADA EM CONDIÇÕES DE CAMPO**Resumo:**

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é uma das culturas mais significativas para o desenvolvimento do agronegócio. Mas, devido ao cenário de mudanças climáticas previstas o seu rendimento pode ser afetado negativamente. Devido, ao aumento na frequência do déficit hídrico, que afeta diretamente o desenvolvimento das plantas. Assim, alternativas para propiciar o melhor rendimento das plantas quando em condições adversas são fundamentais, e os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) que se associam as raízes das plantas são potenciais alternativas, pois, possibilitam que as plantas tenham maior absorção de água e nutrientes, ao aumentar o crescimento do sistema radicular. Como em experimentos anteriores realizados em casa de vegetação foram observados resultados positivos através da associação micorrízica dos FMA com as plantas, objetivou-se com este trabalho avaliar a produtividade da soja em associação ao FMA *Glomus clarum* sob irrigação e condições natural de campo. O experimento foi realizado em campo experimental, onde plantas de soja na presença e ausência da inoculação do FMA *Glomus clarum* foram cultivadas com e sem irrigação. Ao decorrer do desenvolvimento das plantas avaliou-se os parâmetros biométricos, medições fisiológicas e teor de clorofila *a* e *b*, para a colheita, analisou-se a altura de inserção da primeira vagem, número de vagens e grãos por planta, peso de mil grãos, produtividade, colonização micorrízica e densidade de esporos. O delineamento utilizado foi em blocos casualizados com parcelas subdivididas, e as médias obtidas foram submetidas à análise de variância e comparadas pelo teste Tukey (5%), utilizando o software SISVAR. Os resultados indicam que as plantas inoculadas com o *Glomus clarum* beneficiaram as plantas aumentando o peso de 1000 grãos e a produtividade, evidenciado pela alta produção de sacas por hectare, fato associado pela maior densidade de esporos no solo e da colonização micorrízica. Conclui-se que a inoculação do FMA *Glomus clarum* aumentou a produtividade das plantas de soja mesmo cultivadas sem a condição de irrigação.

Palavras-chave: produtividade de grãos, FMA, colonização

CHAPTER 3

SOYBEAN YIELD IN ASSOCIATION TO THE ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI *Glomus clarum* CULTIVATED UNDER FIELD CONDITIONS**Abstract:**

The soybean [*Glycine max* (L.) Merrill] is one of the most significant crops for the agribusiness development. But due to the scenario of predicted change climate, this yield can be adversely affected. Due to the increase in drought stress frequency, which directly affects plants development. Thus, alternatives to provide the best plants yields when adverse conditions are fundamental, and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) associated to the plants roots are potential alternatives, as they allow the plants to have greater water and nutrients absorption, by increasing the root system growth. As in previous greenhouse experiments positive results were observed through the mycorrhizal association of AMF with plants, the objective of this work was to evaluate soybean yield in association with AMF *Glomus clarum* under irrigation and natural field conditions. The experiment was carried out in experimental field, where soybean plants in the presence and absence of FMA *Glomus clarum* inoculation were cultivated with and without irrigation. During the plants development the biometric parameters, physiological measurements and chlorophyll content *a* and *b* were evaluated for harvest, the first pod insertion height, pods and grains number per plant, thousand grains weight, productivity, mycorrhizal colonization and spore density. The plot was used in randomized blocks with subdivided plots, and the means obtained were submitted to variance analysis and compared by Tukey test (5%) using the SISVAR software. The results indicate that the plants inoculated with *Glomus clarum* benefited the plants, increasing the weight of 1000 grains and productivity, evidenced by the high production of sacks per hectare, a fact associated with the higher density of spores in the soil and mycorrhizal colonization. It was concluded that the AMF *Glomus clarum* inoculation increased the yield of the same soybean plants without irrigation conditions.

Key words: grain yield, AMF, colonization

1. INTRODUÇÃO

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é uma das culturas mais importantes economicamente para a agricultura brasileira. Na safra de 2017/18, o país produziu 118,04 milhões de toneladas de soja, desse montante, Goiás contribuiu com 10,819 milhões, caracterizando-se como o quarto Estado de maior produção (CONAB 2018). A sua importância é representada pela contribuição que sua matéria-prima oferece para a produção de óleo vegetal, e devido à sua composição rica em proteína, é utilizada na alimentação humana e animal (RODRIGUES et al., 2013).

O sucesso das culturas depende das condições edafoclimáticas e, em razão da sua instabilidade, o desenvolvimento e o rendimento das plantas podem ser afetados (REICHERT et al., 2008), principalmente pelas mudanças climáticas previstas, cuja tendência é ocorrer um aumento de 1,8 a 3,6 °C na temperatura média global até o fim do século, pela emissão de gases na atmosfera, provocando o efeito estufa (IPCC, 2013). Como efeito destas mudanças climáticas, o déficit hídrico desponta como um fator chave pela ocorrência de maiores períodos de seca, que tem se tornado mais longas e severas (EHTERAM et al., 2018). A sensibilidade das plantas de soja à restrição hídrica evidenciou na safra 2015/2016 uma baixa produtividade na região do Centro-Oeste, 2.882 kg ha⁻¹, além disso, em Goiás, onde se esperava atingir uma média em torno de 60 sacas/ha, foi obtida uma média de 54 sacas (CONAB, 2016).

O déficit hídrico pode limitar o crescimento e o desenvolvimento das plantas (THIRUMALAIKUMAR et al., 2017), e suas respostas às alterações provocadas pela restrição hídrica podem ser fisiológicas e bioquímicas, incluindo redução na eficiência fotossintética (SILVA et al., 2013), pois a atividade estomática através das células-guarda é afetada pela mudança na pressão de turgor (ENDO et al., 2008; BEHNAM et al., 2013). Essa atividade de abertura e fechamento estomático, além de se associar à entrada e saída de água, também se relaciona diretamente com a absorção de CO₂ (ARVE et al., 2011). Como consequência do fechamento estomático pelo déficit hídrico, a fotossíntese pode ser reduzida (FAROOQ et al., 2009) bem como a estabilidade da clorofila (BEGUM et al., 2012).

Esses efeitos negativos ocasionado pelo déficit hídrico às plantas podem estimular a produção de espécies reativas de oxigênios (EROs), ocasionando a morte celular (CAVERZAN et al., 2016). Com isto, o déficit hídrico é um fator importante para se levar em consideração na escolha da cultivar e no manejo da cultura, pois pode,

em caso de ocorrência durante o ciclo de desenvolvimento, reduzir a produtividade, afetando, por exemplo, o enchimento de grãos (GAVA et al., 2015). Uma alternativa em potencial para as plantas, principalmente quando em situações propícias ao déficit hídrico, é a utilização dos fungos micorrízicos arbusculares (FMA), que fazem simbiose com a maioria das plantas, proporcionando melhores condições de tolerar estresses abióticos, como o déficit hídrico (KHALVATI et al., 2010 ; ZOU et al., 2015).

A colonização das raízes pelos FMA é caracterizada pelas interações entre as plantas e espécies de fungos micorrízicos (BENIWAL et al., 2010). Os fungos favorecem as plantas na absorção de água e nutrientes, em compensação, são beneficiados pelas plantas com o fornecimento de fotoassimilados (POZO et al., 2015). Os benefícios dos FMA às plantas são múltiplos, visto que melhoram a absorção de nutrientes, principalmente em solos com baixa fertilidade (BERRUTI et al., 2016), além disso, auxiliam na tolerância das plantas aos impactos negativos de estresses (HUMPHREYS et al., 2010; ESTRADA et al., 2013), como o déficit hídrico (MO et al., 2016), ao proporcionar às plantas melhores condições de potencial hídrico, possibilitando responder positivamente aos efeitos adversos do déficit hídrico (HAMEED et al., 2014).

Diante das perspectivas das mudanças climáticas e com a possibilidade de o déficit hídrico ser intensificado, estudos visando a alternativas que beneficiem o desenvolvimento das plantas são fundamentais, entre eles, a utilização dos fungos micorrízicos vem se destacando. Assim, objetivou-se, com este experimento, avaliar a produtividade da soja em associação ao FMA *Glomus clarum* sob irrigação e condições naturais de campo.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Material vegetal e local de estudo

Sementes de soja, cultivar ANTA82, fornecidas pela empresa Unigel Sementes foram germinadas no campo experimental do Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde, Goiás, situado nas coordenadas geográficas 17° 48' 28'' S e 50° 53' 57'' W. O clima, segundo a classificação de Köppen, é AW, chuvoso tropical com inverno seco, com temperatura média anual de 20-35°C. Durante o experimento, o índice pluviométrico foi de 947 mm.

O solo da área foi classificado como Latossolo Vermelho distroférico (LVdf) de textura média (EMBRAPA, 2013). Com base na análise química e física presente na Tabela S3 do material suplementar, foi feita a calagem, aumentando a saturação por base para 60%, seguindo as recomendações para a cultura da soja em solos do Cerrado (SOUSA; LOBATO, 1996). Posteriormente à calagem, foi feita aplicação de gesso agrícola.

2.2. Condições experimentais

O experimento foi iniciado em 05/11/2017 e a colheita, feita em 08/04/2018. No plantio, as sementes de soja foram inoculadas com bactérias fixadoras de nitrogênio (*Bradyrhizobium japonicum*). A área ocupada pelo experimento foi de 351 m² (39 x 9 m), cada parcela continha 16 m² com 8 linhas de plantio cada uma. Foi adotado espaçamento de 0,50 m entre linhas e 0,055 m entre plantas, com 18 sementes de soja por metro.

Para as parcelas irrigadas, foi utilizado sistema de gotejamento, com tubos gotejadores (D1000 - Rivulis) de 16 mm de diâmetro, e gotejadores espaçados de 0,30 m e vazão de 1,5 L/h⁻¹. A irrigação foi feita diariamente e sempre que necessário para atingir 80 % da capacidade do solo. A quantidade de água aplicada para o solo obter 80 % da capacidade de campo (CC) foi determinada pela irrigação real necessária (IRN) e, posteriormente, pela irrigação total necessária (ITN). Subsequentemente, ao atingir o percentual requerido de CC, o manejo para irrigar as plantas diariamente foi calculado pela evapotranspiração, obtendo assim a lâmina bruta (LB) de irrigação por dia.

Irrigação real necessária (IRN):

$$IRN_{loc} (real) = \left(\frac{CC\% - Ua\%}{10} \right) \times ds \times Z \times \left(\frac{PAM}{100} \right)$$

IRN_{loc} (real) = irrigação real necessária para irrigação localizada (real), mm;

CC% = capacidade de campo (%);

Ua% = umidade atual do solo, % em peso;

ds = densidade do solo (g/cm³);

Z = profundidade efetiva do sistema radicular (cm); e

PAM = porcentagem de área molhada (%).

Irrigação total necessária (ITN):

$$ITN_{loc} = \frac{IRN_{loc}}{Ea}$$

ITN_{loc} = irrigação total necessária (mm)

Ea = eficiência de aplicação da água (%)

Lâmina bruta (LB):

$$LB = \frac{LL}{Ea}$$

LB = lâmina bruta (mm)

LL = lâmina líquida (mm)

Para as parcelas não irrigadas, a condução foi em circunstâncias naturais de campo para se assemelhar às condições da maioria dos produtores. Apenas foram acompanhadas as condições ambientais, com a instalação de um pluviômetro na região do experimento, que permitiu acompanhar o índice pluviométrico. O teor de água do solo para os tratamentos não irrigado foi obtido pelo balanço hídrico, seguindo os cálculos de acordo com Thornthwaite, Mather (1955).

2.3. Inoculação do fungo micorrízico arbuscular

Antes de implantar o experimento, foi feita a multiplicação do inoculante de FMA em vasos plásticos de 1 litro desinfestados, contendo substrato composto de mistura de solo com areia (2:1), esterilizado em autoclave por 121 °C, pressão de 1,5 atm, em dois períodos de duas horas, em dias alternados, utilizando sacos de algodão. Em seguida, foi seco em estufa a 105 °C por 24 h e, após estar frio, foi umedecido pelo mesmo período com água destilada e esterilizada para que recuperasse sua capacidade normal de umedecimento (SOUZA, 2000; SAGGIN-JÚNIOR et al., 2011). Após acrescentado o

inóculo, como plantas hospedeiras, foram utilizados sorgo (*Sorghum bicolor*) e *Brachiaria* sp. Após três meses, o solo foi recolhido e avaliado o número de esporos de acordo com Gerdemann e Nicolson (1963) e Jenkins (1964). A contagem dos esporos foi em placa de acrílico com anéis concêntricos, sob microscópio estereoscópio. O restante foi armazenado para ser utilizado como inoculante no experimento. As plantas de soja que receberam os FMA foram inoculadas no orifício de semeadura com 10 g de inóculo do FMA.

2.4. Avaliações

2.4.1. Medição de trocas gasosas

A caracterização fisiológica foi feita nas plantas irrigadas e sem irrigação em folhas completamente expandidas antes de iniciar o florescimento. A análise dos parâmetros ligados à fotossíntese foi feita utilizando um sistema de determinações da concentração de gases no infravermelho (IRGA, Li-Cor - Li6400 XT). Parâmetros como taxa fotossintética líquida ($A \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática ($g_s \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), concentração interna e externa de CO_2 (C_i/C_a), transpiração ($E \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), eficiência do uso da água ($WUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) e eficiência intrínseca do uso da água ($WiUE \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) foram determinados em todos os tratamentos. Foram utilizados $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ de irradiância durante todo o experimento. Todas as medições foram feitas no período compreendido entre 8:00 e 11:00h.

2.4.2. Medição de fluorescência da clorofila a

As variáveis de fluorescência da clorofila *a* foram obtidas com auxílio do IRGA (LI-6400xt, LI-COR) na mesma área da folha em que foram feitas as medições das trocas gasosas. Os sinais de fluorescência em todos os pontos da área foliar analisada foram capturados por uma câmera CCD (Charge Coupled Device) acoplada ao aparelho. Para as avaliações, as folhas foram adaptadas ao escuro para que os centros de reação estivessem completamente abertos (todos os aceptores primários oxidados) com perda de calor mínima. As variáveis de indução da fluorescência obtidas foram fluorescência inicial (F_0) e fluorescência máxima (F_m) e, com base esses valores, foi obtido o rendimento quântico potencial do fotossistema II (FSII), $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$ (GENTY et al., 1989). As variáveis da fase lenta de indução da fluorescência foram obtidas sequencialmente com a aplicação de uma iluminação actínica e um pulso de luz actínica saturante para a determinação das variáveis fluorescência em amostra adaptada à luz antes do pulso de

saturação (F) e fluorescência máxima em amostra adaptada à luz (Fm'). Com base nesses parâmetros, foi possível calcular a fluorescência mínima do tecido vegetal iluminado, $F_0' = F_0 / [((F_m - F_0) / F_m) + (F_0 / F_m')]$ (OXBOROUGH; BAKER, 1997). O rendimento quântico efetivo de conversão fotoquímica de energia no PSII, $Y_{II} = (F_m' - F) / F_m'$, foi calculado de acordo com Genty et al. (1989) e Hendrickson et al. (2004). Também foi feito o cálculo do coeficiente de dissipação não-fotoquímica, $NPQ = [(F_m - F_m') / F_m']$, por fim, o Y_{II} foi utilizado ainda para estimar a taxa aparente de transporte de elétrons, $ETR = Y_{II} \cdot PAR \cdot 0,84 \cdot 0,5$ (BILGER et al., 1995), em que PAR é o fluxo de fótons ($\mu \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) incidente sobre a folha, 0,5 é o valor correspondente à fração de energia de excitação distribuída para o PSII (LAISK; LORETO, 1996) e, 0,84, o valor correspondente à fração de luz incidente absorvida pelas folhas (EHLERINGER, 1981).

2.4.3. Características biométricas

A avaliação de altura e diâmetro das plantas foi feita a cada 15 dias após o plantio até iniciar a fase de maturação. Foram avaliadas 12 plantas em todas as parcelas de cada tratamento.

2.4.4. Conteúdo de clorofila

Para a determinação de pigmentos, foi utilizado o equipamento Clorofilog modelo CFL-1030 (FALKER – Automação Agrícola). O equipamento mede o conteúdo de clorofilas *a* e *b* na folha. Foram avaliadas 12 plantas em todas as parcelas de cada tratamento.

2.4.5. Altura de inserção da primeira vagem

Foi feita na colheita da cultura, medindo, com auxílio de uma trena, a distância do nível do solo até a inserção da primeira vagem. Foram avaliadas 5 plantas em todas as parcelas de cada tratamento.

2.4.6. Número de vagens

Foi contado o número de vagens contidas em cada uma das 5 plantas avaliadas em todas as parcelas de cada tratamento.

2.4.7. Número de grãos por planta

Foi contado o número de grãos contidos em cada uma das 5 plantas avaliadas em todas as parcelas de cada tratamento.

2.4.8. Peso de 1000 grãos

Foi feita a pesagem de 1000 grãos obtidos na colheita de cada tratamento. A determinação do teor de umidade foi obtida pelo método da estufa, de acordo com as regras para análise de sementes (BRASIL, 2009). As sementes na colheita estavam com 17% de umidade, assim, o peso de 1000 grãos foi corrigido para 13% de umidade.

2.4.9. Produtividade e sacas

Foi determinada pela colheita de todas as plantas de seis linhas de 4 m. O resultado foi expresso em kg ha⁻¹ e corrigido para 13% de umidade, base úmida, pois, no momento da colheita, as sementes estavam com 17% de umidade. Utilizou-se trilhadeira estacionária de parcelas para a trilha das vagens e obtenção das sementes, após, elas foram pesadas em balança com precisão de uma casa decimal. Posteriormente, foi feita a conversão da produtividade para sacas por hectare (ha).

2.4.10. Densidade de esporos

A densidade de esporos no solo foi determinada utilizando a técnica de peneiramento úmido (GERDEMANN; NICHOLSON, 1963). Para extração dos esporos, foram coletadas amostras de 100g de solo, posteriormente misturadas com água e trituradas para a lavagem. Logo após, a amostra foi colocada em tubo tipo falcon em centrífuga a 3000 rpm durante 3 minutos, depois a água foi dispensada e adicionada solução de sacarose a 50%, seguida de centrifugação a 2000 rpm por 2 minutos. Na sequência, foi despejado o líquido que contém os esporos na peneira, por fim, foi armazenado em um recipiente até a análise no laboratório, procedimento em que se utilizou uma placa canelada para a contagem do número de esporos presentes no solo através da lupa óptica Zeiss – Discovery.V8 (4x).

2.4.11. Observação da associação entre fungos e raízes de soja

Para determinação da colonização radicular, frações de aproximadamente 0,4 g de raízes das plantas de cada tratamento foram separadas e conservadas em solução alcoólica (50% de etanol). As amostras de raízes previamente mantidas em álcool 50% foram

despigmentadas pelo método de Koskey e Gemma (1989) modificado. As raízes foram imersas em KOH (2%) e aquecidas em estufa a 90 °C por 120 minutos, logo após, foram lavadas com água destilada e novamente aquecidas em uma nova solução de HCl (0,05%) por 30 minutos. Em seguida, as raízes foram coradas utilizando o corante azul de tripano (0,05%) em lactoglicerol (PHILLIPS; HEYMAN, 1970) e aquecidas por 10 minutos.

O percentual de colonização radicular foi avaliado pela confecção de lâminas para microscopia com fragmentos das raízes, visualizando as estruturas em microscópio óptico (Motic – BA210E) com aumento de 200 vezes, conforme McGonigle et al. (1990).

2.5. Análise estatística

O experimento foi conduzido em delineamento de blocos casualizados com parcelas subdivididas, com os seguintes tratamentos: 1) Plantas na ausência do FMA sob condições irrigadas; 2) Plantas na ausência do FMA sob condições naturais de campo; 3) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições irrigadas; e 4) Plantas inoculadas (*Glomus clarum*) sob condições naturais de campo. Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias, comparadas pelo teste Tukey (5%), utilizando o software SISVAR.

3. RESULTADOS

3.1. Teor de água no solo

O balanço hídrico mostra o teor de água do solo durante o experimento nas condições sob irrigação e sem irrigação, tendo sido de 80% a média do teor de água nos tratamentos sob irrigação, enquanto nos tratamentos não irrigados, ela foi 45% (Figura 1).

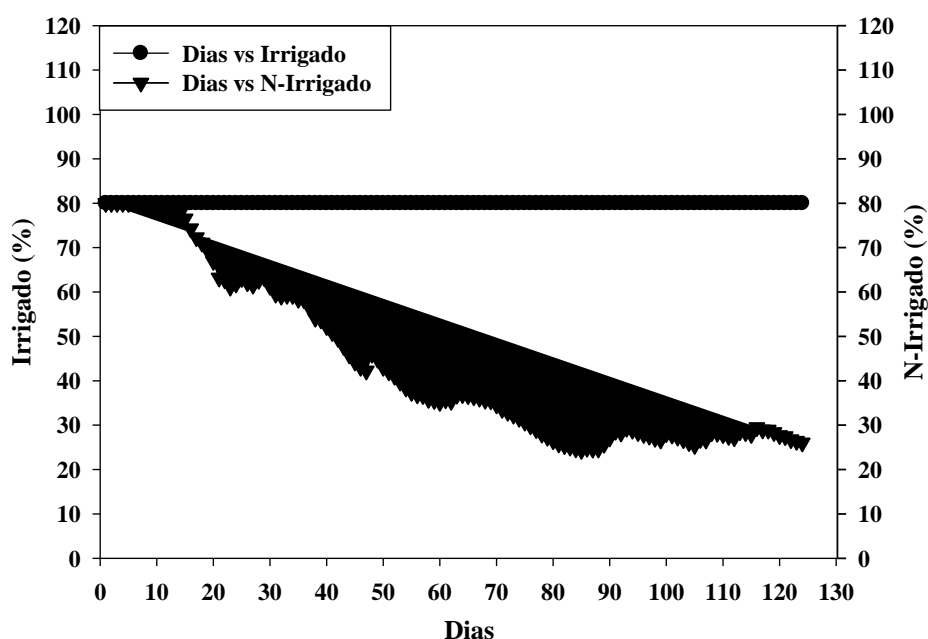


Figura 1: Teor de água no solo durante o ciclo de desenvolvimento da cultura, calculado pelo balanço hídrico. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, Dias= quantidade de dias ocorridos na condução do experimento.

3.2. Índice pluviométrico

O índice pluviométrico obtido durante o ciclo produtivo da soja através da instalação de um pluviômetro na área do experimento indicou pluviosidade total de 947 mm. Segundo a Embrapa (2011), a necessidade total de água na cultura da soja, para obtenção do máximo rendimento, varia entre 450 e 800 mm/ciclo. Observa-se no gráfico que o índice de chuva se manteve constante, o que foi determinante nas avaliações fisiológicas e de crescimento.

Na avaliação fisiológica de trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a* (14-12-2017), até três dias anteriores, a pluviosidade foi 19 mm; na primeira avaliação de altura e diâmetro de plantas e de clorofila *a* e *b* (20-11-2017), até três dias anteriores, a

pluviosidade foi de 24 mm; na segunda avaliação de altura e diâmetro de plantas e de clorofila *a* e *b* (05-12-2017), até três dias anteriores, ela foi de 60 mm; na terceira avaliação de altura e diâmetro de plantas e de clorofila *a* e *b* (20-12-2017), não ocorreu pluviosidade nos três dias anteriores; na quarta avaliação de altura e diâmetro de plantas e de clorofila *a* e *b* (05-01-2018), até três dias anteriores, a pluviosidade foi de 47,5 mm; na quinta avaliação de altura e diâmetro de plantas e de clorofila *a* e *b* (22-01-2018), não ocorreu pluviosidade nos três dias anteriores (Figura 2).

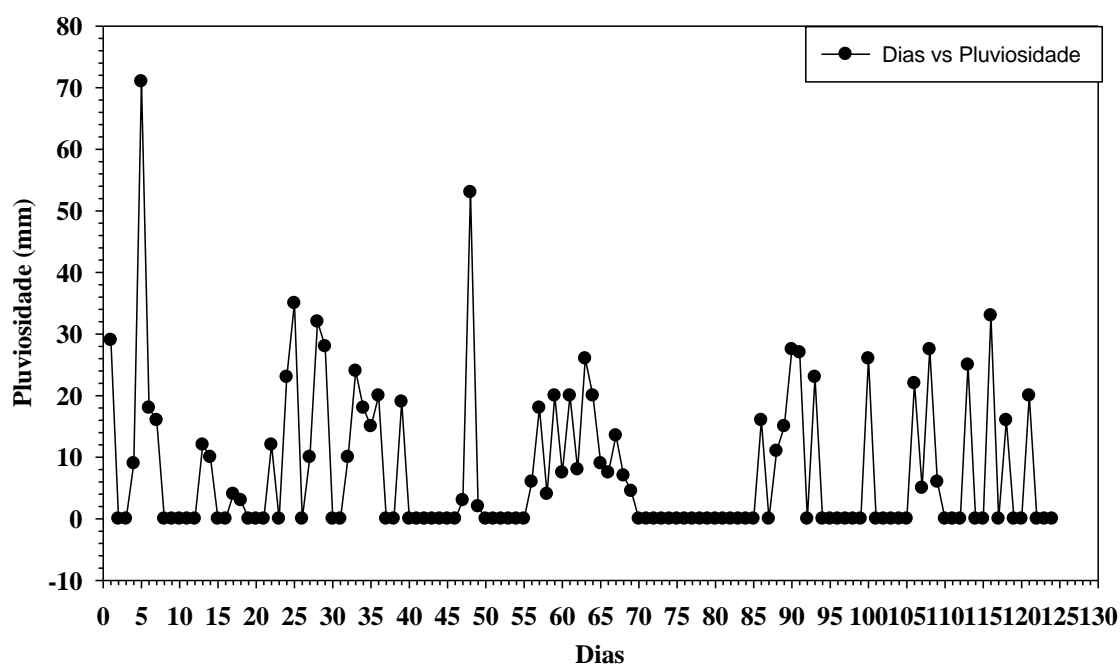


Figura 2: Índice de pluviosidade durante o ciclo de desenvolvimento da soja.

3.3. Trocas gasosas

Para a transpiração em plantas sob condição de irrigação na presença do FMA, o valor de $7,77 \text{ (mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1})$, Figura 3C, foi significativamente maior quando em comparação com as plantas sem inoculação do FMA ($5,42 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). O mesmo foi observado nos tratamentos não irrigados, cujas plantas na presença do FMA ($8,41 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) foram superiores às plantas sem inoculação do FMA ($4,53 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência de FMA, quando em condições de irrigação e não irrigação, não se observou diferença significativa.

A concentração interna e a externa de CO_2 não diferiram significativamente entre plantas na presença e ausência do FMA em condições de irrigação e não irrigação, Figura 3D, o mesmo também foi observado entre plantas na presença do inoculante de

FMA em condição de irrigação e não irrigação. Foi evidenciada diferença apenas nas plantas sem inoculação de FMA, que, em condição de irrigação (0,85), foi superior às plantas não irrigadas (0,78).

Para a eficiência do uso da água, não foi observada diferença significativa entre os tratamentos em condição de irrigação, Figura 3E, enquanto no tratamento não irrigado, as plantas sem inoculação de FMA ($5,23 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) foram significativamente superiores às plantas inoculadas com FMA ($3,14 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$). Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência de FMA quando em condições de irrigação e não irrigação, não se observou diferença significativa.

Para eficiência intrínseca do uso da água em condição de irrigação, as plantas na presença do inoculante de FMA ($41,20 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$) (Figura 3F) foram significativamente superiores às plantas sem inoculação de FMA ($31,93 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$). Nos tratamentos não irrigados, não foi observada diferença significativa entre plantas com e sem inoculação de FMA. Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência do inoculante de FMA, quando em condições de irrigação e não irrigação, não foi observada diferença significativa.

Os resultados mostram que a taxa fotossintética e a condutância estomática não diferiram entre os tratamentos (Figuras 3A e B).

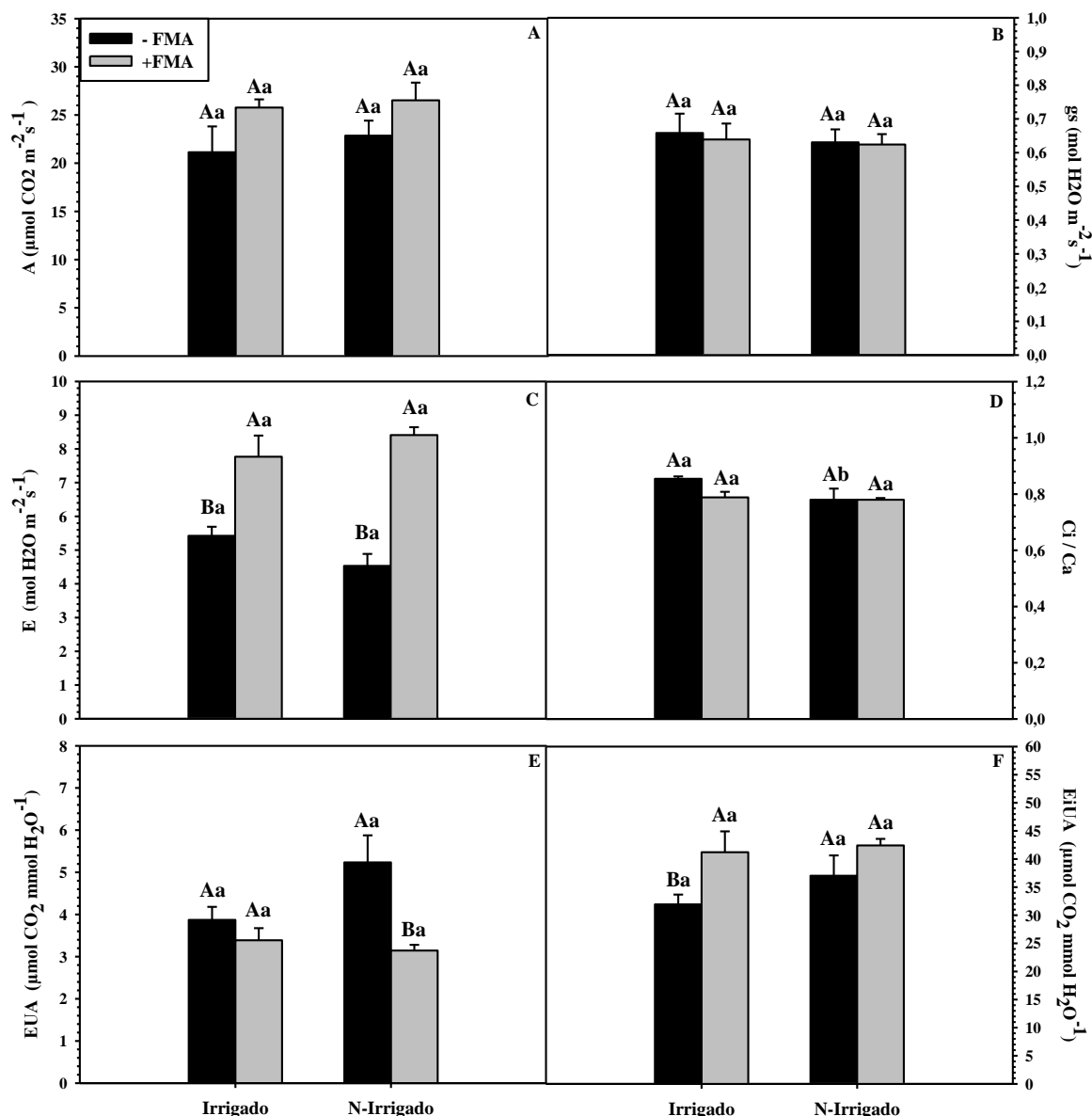


Figura 3: Taxa fotossintética (A), condutância estomática (B), transpiração (C), concentração interna e externa de CO_2 (D), eficiência do uso da água (E) e eficiência intrínseca do uso da água (F) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.4. Fluorescência da clorofila a

Segundo os resultados observados nas Figuras 4A, B, D e E, o rendimento quântico máximo potencial do FSII, a fluorescência inicial, o transporte de elétrons e o coeficiente de dissipação não fotoquímico não diferiram entre os tratamentos sob condição

de irrigação e não irrigação, bem como comparando entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

Para o rendimento quântico efetivo do FSII, em condição de irrigação, as plantas inoculadas com FMA (0,38), Figura 4C, diferiram significativamente, quando em comparação com as plantas sem inoculação de FMA (0,31). Nas plantas em condição de não irrigadas, os tratamentos com e sem inoculação de FMA não diferiram significativamente entre si. Comparando entre si os tratamentos de ausência do inoculante de FMA, observou-se que em plantas não irrigadas (0,37), eles foram significativamente superiores em comparação com as plantas irrigadas (0,31), já os tratamentos da inoculação do FMA não diferiram entre plantas irrigadas e não irrigadas.

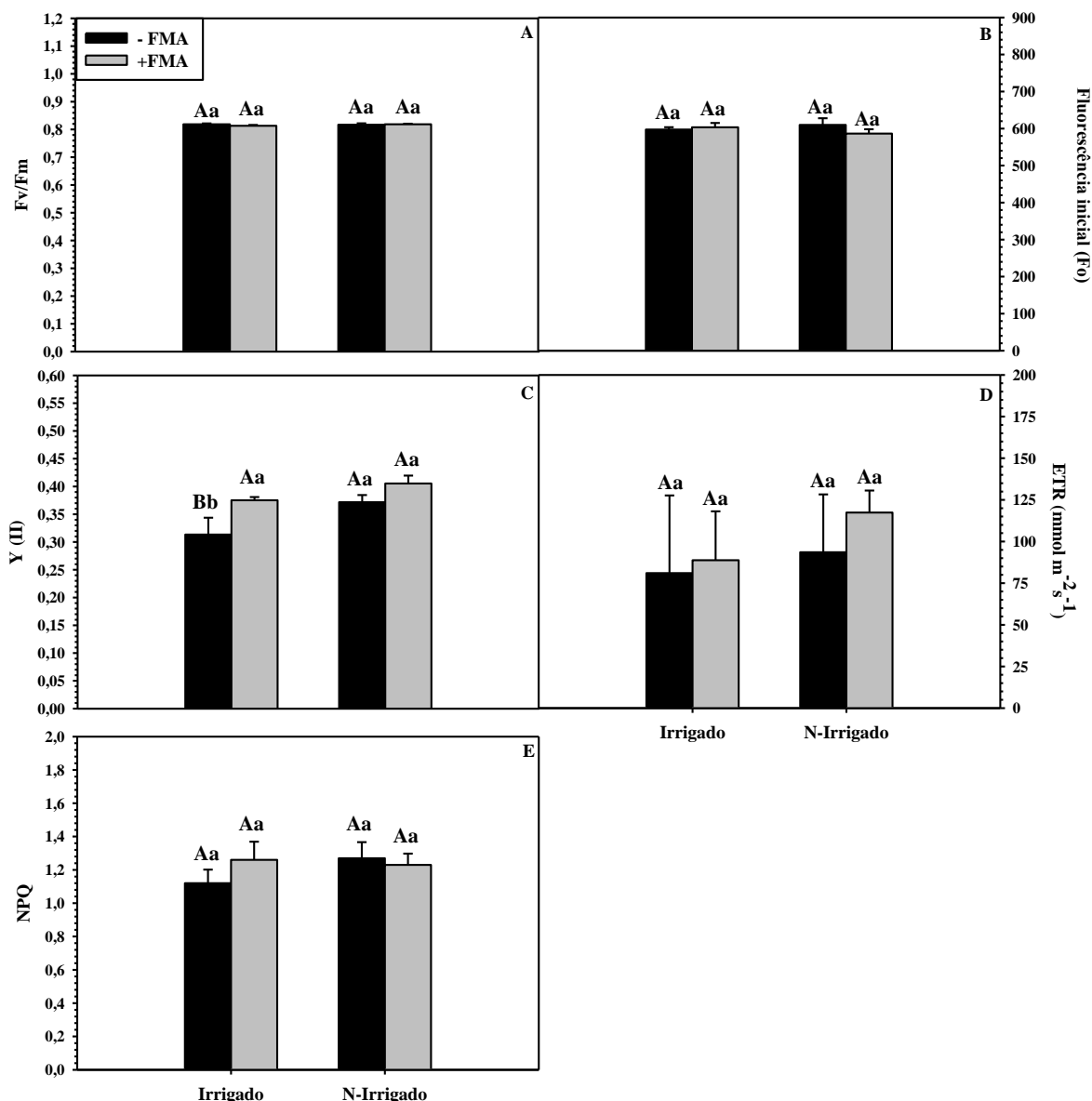


Figura 4: Rendimento quântico máximo potencial do FSII (A), fluorescência inicial (B), rendimento quântico efetivo do FSII (C), transporte de elétrons (D) e coeficiente de dissipação não-fotoquímica (E) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.5. Conteúdo de clorofila

Os resultados observados na Figura 5A mostram que, na primeira avaliação, o conteúdo de clorofila *a* não indicou diferença significativa entre os tratamentos sob

condição de irrigação e não irrigação, bem como entre os tratamentos com e sem inoculação de FMA. Para a clorofila *b*, Figura 5B, o tratamento sob condição de irrigação não diferiu entre as plantas com e sem inoculação de FMA, enquanto em condição de não irrigação, as plantas inoculadas com FMA ($7,58 \mu\text{g cm}^{-2}$) foram significativamente superiores às plantas sem inoculação do FMA ($6,58 \mu\text{g cm}^{-2}$). Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência do inoculante de FMA, quando em condições de irrigação e não irrigação, não foi observada diferença significativa.

Na segunda avaliação, o conteúdo de clorofila *a* e *b*, Figuras 5C e D, não indicou diferença significativa entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como comparando entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

Na terceira avaliação, o conteúdo de clorofila *a*, Figura 5E, em plantas sob condição de irrigação foi significativamente superior nas plantas inoculadas ($30,19 \mu\text{g cm}^{-2}$) quando em comparação com as plantas não inoculadas com FMA ($29,71 \mu\text{g cm}^{-2}$). Nos tratamentos em condição de não irrigação, não diferiu entre plantas com e sem inoculação de FMA. Comparando entre si, o tratamento de ausência do inoculante de FMA foi significativamente superior nas plantas não irrigadas ($30,50 \mu\text{g cm}^{-2}$) quando comparadas às plantas irrigadas ($29,71 \mu\text{g cm}^{-2}$), como também ocorreu com as plantas na presença da inoculação do FMA, em que as plantas não irrigadas ($30,66 \mu\text{g cm}^{-2}$) foram significativamente superiores em comparação com as plantas irrigadas ($30,19 \mu\text{g cm}^{-2}$). Para conteúdo de clorofila *b*, Figura 5F, não foi observada diferença significativa entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como entre os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

Na quarta avaliação, o conteúdo de clorofila *a*, Figura 5G, não diferiu entre as plantas com e sem inoculação sob condição de irrigação e não irrigação. Comparando entre si, o tratamento na presença do inoculante de FMA foi significativamente superior nas plantas não irrigadas ($30,97 \mu\text{g cm}^{-2}$) quando comparado com as plantas irrigadas ($28,26 \mu\text{g cm}^{-2}$); já para o tratamento sem inoculação de FMA, não diferenciou entre plantas irrigadas e não irrigadas. Para o conteúdo de clorofila *b*, Figura 5H, não houve diferença significativa entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como comparando entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

Na quinta avaliação, o conteúdo de clorofila *a* e *b*, Figuras 4I e J, não indicou diferença significativa entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como comparando entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

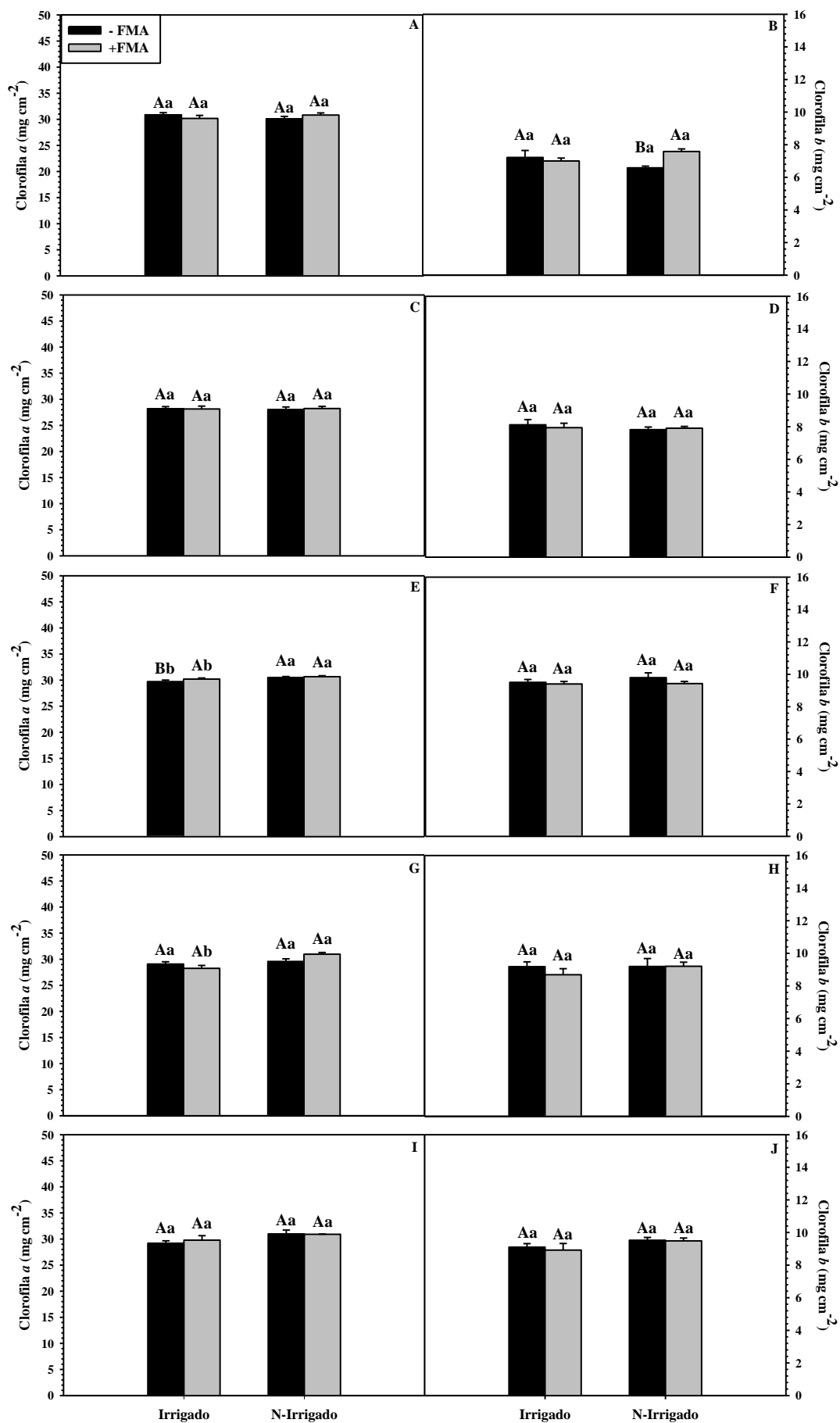


Figura 5: Avaliação 1 (A, B), Avaliação 2 (C, D), Avaliação 3 (E, F), Avaliação 4 (G, H), Avaliação 5 (I, J) de clorofila *a* e *b* em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.6. Características biométricas

Os resultados observados na primeira avaliação, Figura 6A, indicam que a altura de plantas diferiu entre os tratamentos com inoculação de FMA, cujas plantas em condição de irrigação (22,27 cm) foram significativamente superiores às plantas não irrigadas (19,21 cm), enquanto as plantas não inoculadas com FMA não diferiram entre plantas irrigadas e não irrigadas. Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência do inoculante de FMA quando em condições de irrigação e não irrigação, não foi observada diferença significativa.

Para as demais épocas de avaliação, Figura 6C-J, não houve diferença significativa para altura e diâmetro de plantas entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como comparando entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

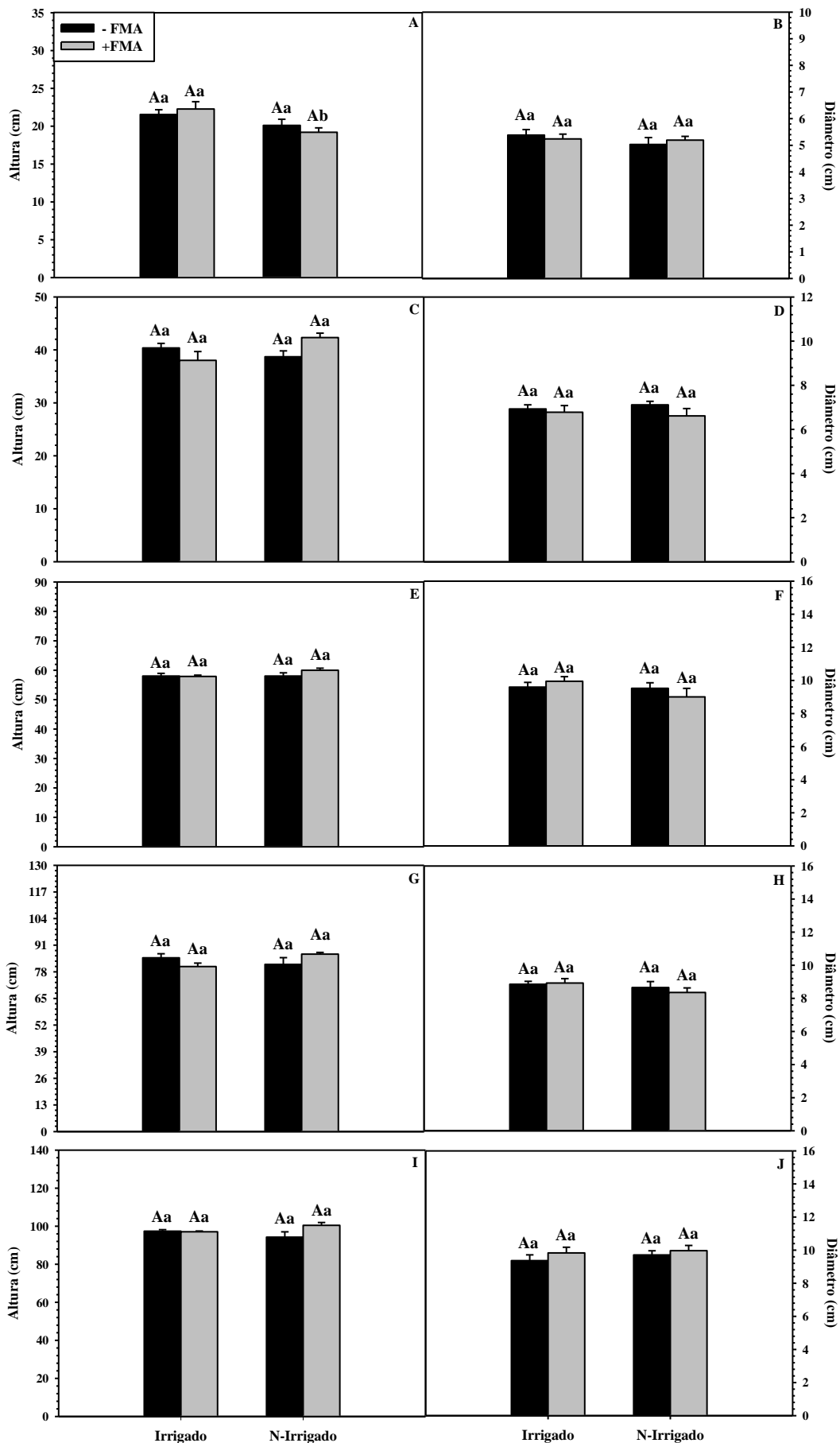


Figura 6: Avaliação 1 (A, B), Avaliação 2 (C, D), Avaliação 3 (E, F), Avaliação 4 (G, H), Avaliação 5 (I, J) de altura e diâmetro de plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.7. Parâmetros agronômicos

De acordo com os resultados observados nas Figuras 7A, B e C, a altura da primeira vagem, o número de vagens e o número de sementes por planta não diferiram entre os tratamentos sob condição de irrigação e não irrigação, bem como quando comparados entre si os tratamentos com e sem inoculação de FMA.

Para a produtividade, Figura 7D, não houve diferença entre as plantas com e sem inoculação do FMA sob condição de irrigação e não irrigação. Comparando entre si, o tratamento na presença do inoculante de FMA foi significativamente superior nas plantas não irrigadas (4,151 kg/ha) quando comparadas com as plantas irrigadas (3,608 kg/ha); já para o tratamento sem inoculação de FMA, não houve diferença entre plantas irrigadas e não irrigadas.

Para quantidade de sacas produzidas por hectare, Figura 7E, não houve diferença entre as plantas com e sem inoculação do FMA sob condição de irrigação e não irrigação. Comparando entre si, o tratamento na presença do inoculante de FMA foi significativamente superior nas plantas não irrigadas (69 sacas/ha) quando comparado com as plantas irrigadas (60 sacas/ha); já para o tratamento sem inoculação de FMA, não houve diferença entre plantas irrigadas e não irrigadas.

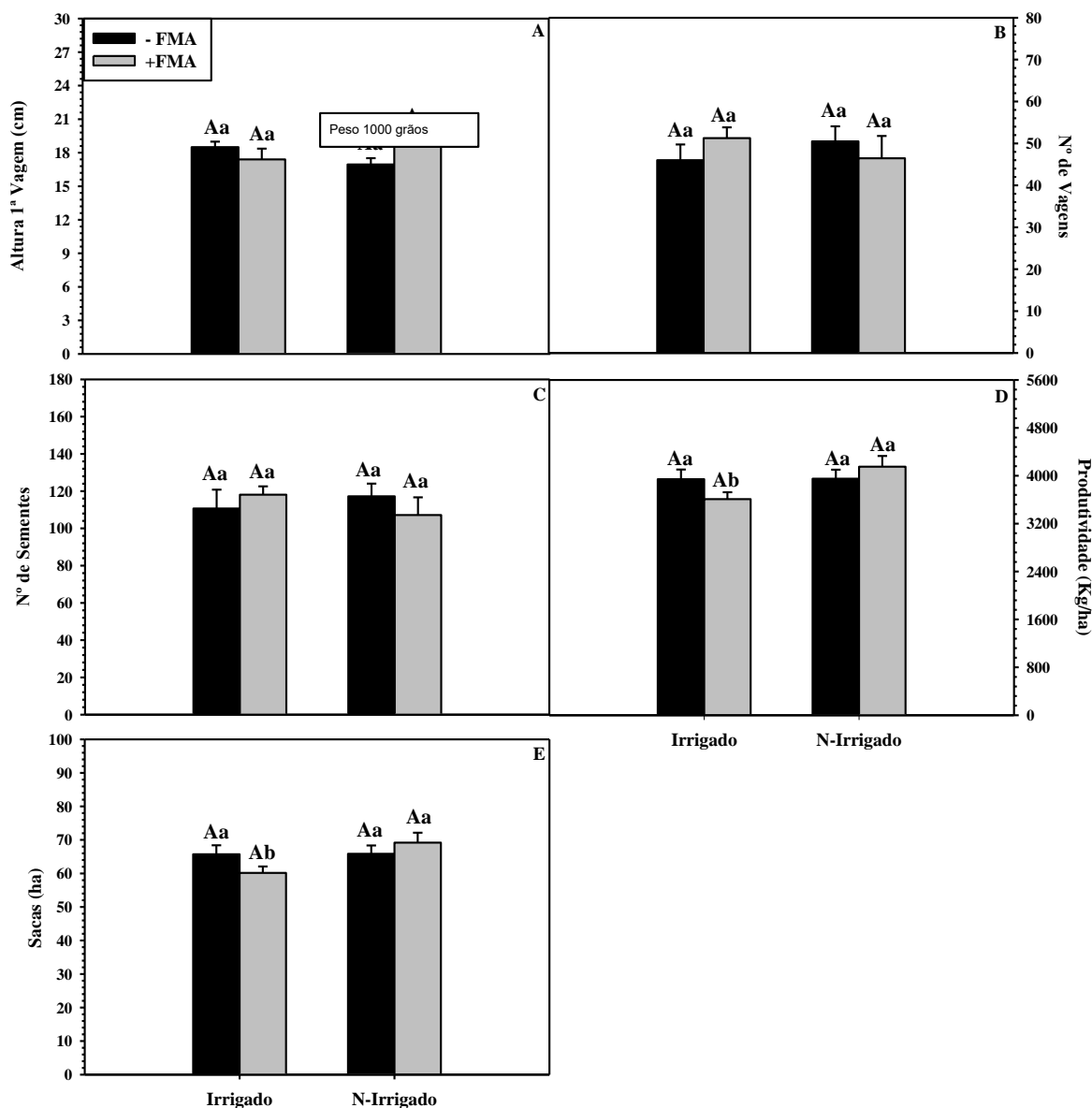


Figura 7: Altura da 1ª vagem (A), número de vagens (B), número de sementes (C), produtividade (D), quantidade de sacas (E) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.8. Peso de 1000 grãos

Para peso de 1000 grãos, Figura 8, as plantas não irrigadas tiveram peso significativamente superior (165,03g), quando comparadas com as plantas irrigadas (161,05 g).

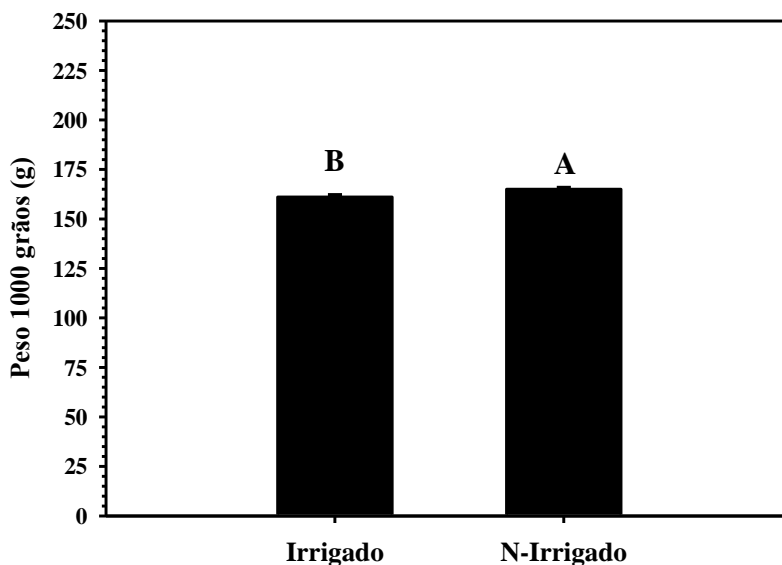


Figura 8: peso de 1000 grãos (F) em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.9. Densidade de esporos

A densidade de esporos presentes no solo rizosférico, Figura 9, mostra que, em condição de irrigação, para as plantas inoculadas com FMA, o valor de 158 esporos (100 g de solo) foi significativamente superior em comparação com as plantas sem inoculação, cujo valor foi 134 esporos (100 g de solo). A mesma situação ocorreu para a condição de não irrigação, cujo valor das plantas inoculadas com FMA foi de 175 esporos (100g de solo), significativamente superior em comparação com as plantas sem inoculação de FMA, 139 esporos (100 g de solo). Comparando entre si, o tratamento na presença do inoculante de FMA foi significativamente superior nas plantas não irrigadas, 175 esporos (100g de solo), quando comparado com as plantas irrigadas, 158 esporos (100 g de solo); para o tratamento sem inoculação de FMA, as plantas não irrigadas apresentaram 139 esporos (100g de solo), valor significativamente superior em comparação com as plantas irrigadas, 134 esporos (100g de solo).

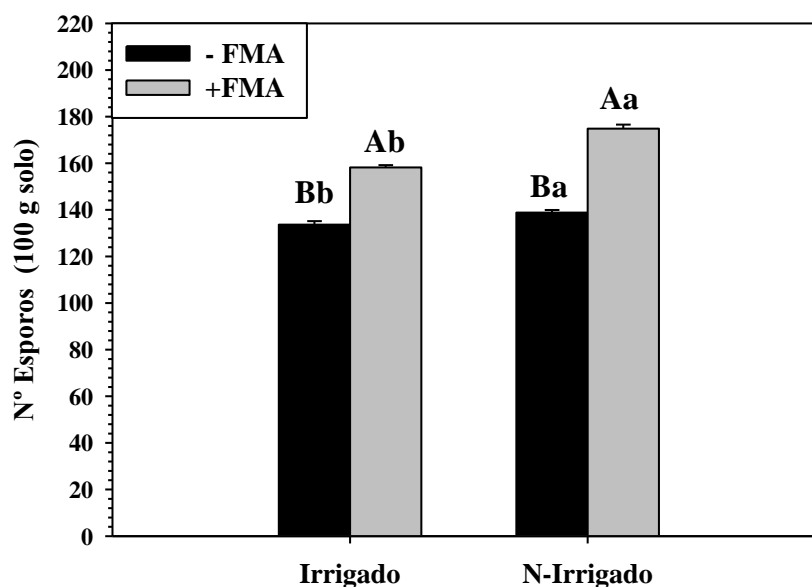


Figura 9: número de esporos em 100 g de solo em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

3.10. Percentual de colonização micorrízica

O percentual de colonização micorrízica, Figura 10, mostra que, em condição de irrigação, nas plantas inoculadas com FMA, o valor de 18% foi significativamente superior em comparação com as plantas sem inoculação de FMA, cujo valor foi de 10%. A mesma situação ocorreu para a condição de não irrigação, tendo as plantas inoculadas com FMA apresentado o valor de 22%, significativamente superior em comparação com as plantas sem inoculação de FMA, de 13%. Comparando entre si os tratamentos de presença e ausência do inoculante de FMA quando em condições de irrigação e não irrigação, não foi observada diferença significativa.

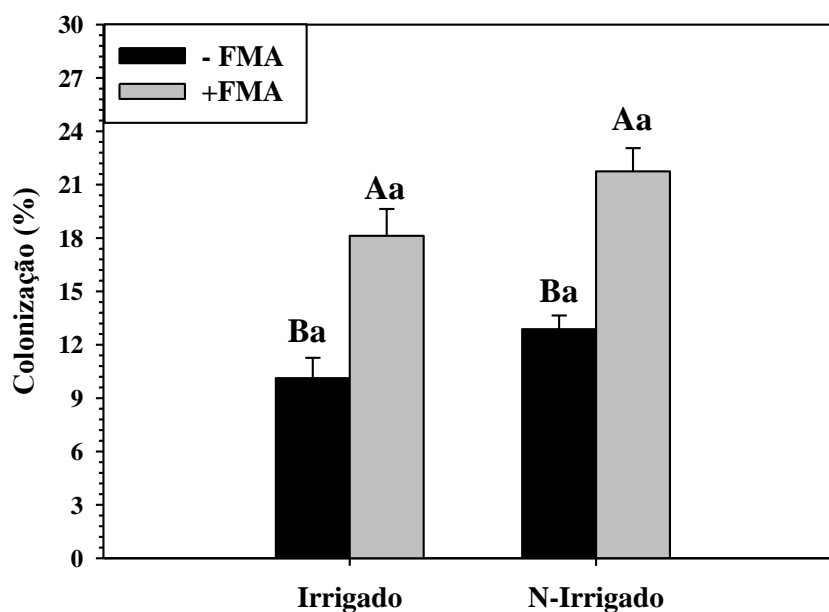


Figura 10: percentual de colonização micorrízica em plantas de soja com e sem inoculação do FMA *Glomus clarum* na presença e ausência de irrigação. Irrigado= plantas sob condição de irrigação, N-Irrigado= plantas na ausência de irrigação, -FMA= plantas não inoculadas, +FMA= plantas inoculadas. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste Tukey (5%). Letras maiúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos de com e sem inoculação do FMA, letras minúsculas diferentes seguindo os valores indicam diferenças significativas entre os tratamentos irrigado e não-irrigado.

4. DISCUSSÃO

O déficit hídrico pode afetar o processo fotossintético das plantas, sendo capaz de limitar o crescimento e a produtividade das culturas (ZAHIR et al., 2014), visto afetar negativamente o equilíbrio da água nas plantas (COSTA et al., 2008). Embora, neste experimento, o teor de água do solo, Figura 1, na condição de não irrigação tenha ficado abaixo do tratamento irrigado, os processos fisiológicos não foram afetados negativamente. Este fato pode ser mais bem observado na Figura 2, pelo alto índice pluviométrico ocorrido durante o experimento, bem como nos dias de avaliações.

Este fato pode ser observado no processo fotossintético, Figura 3, ao verificar, na condutância estomática, Figura 3B, semelhança entre os tratamentos, que, em consequência, mantiveram a taxas fotossintéticas similares, Figura 3A, mas se destaca para as plantas inoculadas com FMA, cujos micro-organismos podem promover aumento da eficiência do uso da água (BÁRZANA et al., 2012). Como observado no experimento, a maior taxa de eficiência intrínseca ocorre no uso da água nas plantas inoculadas do que nas plantas não inoculadas em condição de irrigação (Figura 3F). As plantas, por efeito do

FMA, quando na presença do inoculante, tanto em condição de irrigação, quanto cultivadas em condição não irrigada, Figura 2C, tiveram maior taxa de transpiração do que as plantas sem inoculação. De acordo com Habibzadeh (2015), o fungo micorrízico arbuscular contribuiu positivamente para o desenvolvimento das plantas, principalmente quando cultivadas em solos sob condição de déficit hídrico.

A análise da fluorescência de clorofila pode ser utilizada para avaliar danos provocados ao aparato fotossintético, pois confere diferença na eficiência da conversão de energia das plantas durante o estresse sofrido (PORCEL et al., 2015). Neste experimento, as plantas não apresentaram danos, pois o rendimento quântico máximo potencial do FSII (Fv/Fm) foi semelhante entre os tratamentos (Figura 4A). Segundo Mo et al. (2016), o Fv/Fm indica o estado de inibição da capacidade do potencial fotoquímico do FSII das plantas quando expostas em condição estressante. A contribuição do FMA para as plantas pode ser mais bem observada no rendimento quântico efetivo do FSII (YII), que, nas plantas inoculadas com FMA, foi maior do que nas plantas sem inoculação sob condição de irrigação (Figura 4C). Essa atribuição do FMA para as plantas sem irrigação permitiu naquele momento maior quantidade de energia direcionada ao processo fotossintético. Além disso, verifica-se, pelo coeficiente de dissipação não fotoquímico (NPQ), que é indicativo de estresse pela dissipação do excesso de energia em forma de calor, que as plantas inoculadas com FMA em condição de não irrigada, Figura 4E, não diferiram das plantas irrigadas. Esse resultado não foi observado no estudo sem inoculação de FMA conduzido por Yi et al. (2018), que verificaram, em campo, que as plantas de algodão em déficit hídrico, mesmo não diferindo em Fv/Fm para as plantas irrigadas, tiveram redução no Y(II) em comparação com as plantas irrigadas, além disso, para compensar essa redução, ocorreu aumento no rendimento quântico da dissipação de energia não fotoquímica.

O déficit hídrico, além de danificar o aparato fotossintético, também pode prejudicar a estrutura interna dos cloroplastos, mitocôndrias e o conteúdo de clorofila (HUSEYNOVA et al., 2016). Segundo Zhu et al. (2011), as plantas em déficit hídrico podem induzir redução no teor de clorofila, e enquanto estiverem sob inoculação com FMA, pode ocorrer aumento. Fato que ocorreu no estudo de Baslam; Goicoechea (2012), que observaram que as plantas de *Lettuce sativa* com a inoculação dos FMA *Glomus intraradices* e *Glomus mosseae* tiveram aumentada a quantidade de clorofilas nas plantas sob déficit hídrico, enquanto nas plantas não inoculadas, essa quantidade foi reduzida. No presente experimento, as plantas inoculadas com FMA tiveram maior conteúdo de

clorofila *a* do que as plantas sem inoculação, atribuição observada na condição de irrigação (Figura 5E). A concentração de clorofila *b* nas plantas inoculadas com FMA também foi maior que nas plantas com ausência do FMA, cultivadas em condição não irrigada (Figura 5B). Neste experimento, observou-se maior benefício do fungo micorrízico *Glomus clarum* para as plantas na produtividade da cultura, Figura 7D, pois as plantas na presença do inoculante, cultivadas em condição não irrigada, tiveram maior produção do que as plantas irrigadas.

O crescimento das plantas neste experimento não foi afetado negativamente pela condição não irrigada, Figura 6, o que também se associa às condições normais do processo fisiológico. Já no estudo feito por Zhu et al. (2018), que não trabalharam com inoculação de FMA, as plantas de *Triticum aestivum* cultivadas em campo sob efeito de déficit hídrico tiveram sua altura reduzida, o que afetou negativamente o número de grãos, o peso de 1000 grãos e, conseqüentemente, induziu menor produtividade em comparação com as plantas cultivadas em condição de irrigação. Diante dessas implicações impostas pelo déficit hídrico às plantas, torna-se importante estudar alternativas para potencializar a produção dos vegetais, além disso, de acordo com Fitter (2012), com as mudanças climáticas previstas, a possibilidade de limitação da água é preocupante, ainda mais que, atualmente, cerca de 60 % da interceptação do escoamento de água após a precipitação, 80 % é destinada à agricultura. Com isso, o déficit hídrico pode ser intensificado e, de acordo com Albacete et al. (2014), pode afetar negativamente o crescimento das plantas e, conseqüentemente, sua produção, pois o déficit hídrico é caracterizado como um dos estresses abióticos mais limitantes ao crescimento vegetativo e reprodutivos das plantas (SHUKLA et al., 2012).

Após o ciclo de desenvolvimento da cultura, observa-se, pela colheita, a importância dos fungos micorrízicos para a produção das plantas, pois a inoculação do FMA induziu as plantas mesmo em condição não irrigada a ter maior produtividade (4.151 kg/ha), Figura 7D, do que as plantas inoculadas e sob condição de irrigação (3.608 kg/ha). Assim, fica destacada a contribuição desses fungos micorrízicos para as plantas de soja, pois essa alta produtividade, de acordo com a Conab (2018), ficou acima da média nacional (3.359 kg/ha) na safra 2017/2018. A importância dos fungos micorrízicos para as plantas em condições naturais de campo pode ser destacada pelos resultados obtidos por Fuganti-Pagliarini et al. (2017), que, sem trabalhar com inoculação de FMA, observaram que as cultivares BR 16, 1Ab58 e 1Bb2193 da soja, cultivadas em condição natural de campo, apresentaram rendimento produtivo abaixo dos 2.000 kg/ha, significativamente

menor que as plantas sob condição de irrigação, que ficou acima dos 2.500 kg/ha. O que também foi observado no estudo feito por Bortolheiro; Silva (2017), que verificaram menor produtividade em plantas de *Carthamus tinctorius* sob condição de déficit hídrico (1.144 kg/ha) do que nas plantas irrigadas (1.552 kg/ha). O resultado positivo deste experimento é ainda mais evidenciado ao observar a alta produção de sacas por hectare pelas plantas inoculadas com FMA, cultivadas sem irrigação, Figura 7E, que foi maior que as plantas irrigadas inoculadas. Esse rendimento está associado ao peso de 1000 grãos, Figura 8, que, em condição não irrigada (165g) foi maior do que sob irrigação (161g), muito disso atribuído às plantas inoculadas com FMA. O benefício dos FMA para a maior produtividade das plantas em condição não irrigada está associado ao conteúdo de esporos no solo, Figura 9, e, conseqüentemente, à colonização micorrízica (Figura 10).

Os fungos micorrízicos arbusculares associam-se ao maior desenvolvimento do sistema radicular pelo maior número de esporos presentes no solo rizosférico. Neste experimento, as plantas inoculadas com FMA nas condições de irrigação e de não irrigada foram superiores às plantas na ausência do FMA (Figura 9). A colonização micorrízica é a principal condição de esses fungos de solo se associarem às plantas e, assim, beneficiá-las na resistência aos efeitos do déficit hídrico (MARASCO et al., 2012). Neste experimento, observa-se maior percentual de colonização nas plantas inoculadas com FMA do que nas plantas sem inoculação nas condições de irrigação e de não irrigadas (Figura 10). Este resultado se assemelha aos resultados de Barros et al. (2018), ao observarem que plantas de *Cynophala flexuosa* sem inoculante de FMA não obtiveram colonização micorrízica, enquanto plantas inoculadas com *Glomus etunicatum* e *Acaulospora longula*, sob ausência de água ou irrigadas, obtiveram o mesmo percentual de colonização. Esse resultado positivo dos fungos micorrízicos, quando as plantas estão submetidas ao déficit hídrico, também foram observados por Boyer et al. (2015), ao verificarem que plantas de morango inoculadas com os fungos *Funneliformis geosporus* e *Funneliformis mosseae* em condição de déficit hídrico tiveram maior colonização micorrízica do que plantas sob irrigação. Neste aspecto, nota-se que o FMA induziu aumento de produtividade em plantas de soja inoculadas, que foi maior do que nas plantas inoculadas irrigadas. Segundo Mathur et al. (2018), a colonização micorrízica pode aumentar o crescimento das plantas e diminuir os efeitos negativos de estresses abióticos, como o déficit hídrico, pela indução do crescimento das hifas, que penetram nas raízes, formando uma grande interface em extensão. Diante disso, novos estudos em condição de campo são fundamentais para verificar o potencial de desenvolvimento das plantas sob inoculação de fungos

micorrízicos, principalmente quando podem estar sujeitas à ocorrência de déficit hídrico (SURIYAGODA et al., 2014).

5. CONCLUSÃO

A inoculação do FMA *Glomus clarum* propiciou que as plantas de soja cultivadas em campo sob condição não irrigadas (4.151 kg/ha) tivessem maior produtividade do que as plantas inoculadas irrigadas (3.608 kg/ha), ou seja, 69 sacas/hectare. A simbiose com o FMA aumentou o rendimento das plantas em campo na ausência de irrigação, mesmo tendo alto índice pluviométrico, assim, experimentos futuros devem ser repetidos para verificar o potencial do FMA para as plantas em condições adversas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBACETE, A.; MARTINEZ-ANDUJAR, C.; PEREZ-ALFOCEA, F. Hormonal and metabolic regulation of source-sink relations under salinity and drought: from plant survival to crop yield stability. **Biotechnology Advances**, v. 32, n. 1, p. 12-30, 2014. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.10.005>

ARVE, L. E.; TORRE, S.; OLSEN, J. E.; TANINO, K. K. Stomatal responses to drought stress and air humidity. **Abiotic stress in plants - mechanisms and adaptations, INTECH**, p. 267–280, 2011. DOI: 10.5772/24661

BARROS, V.; FROSI, G.; SANTOS, M.; GOMES RAMOS, D.; FALCÃO, H.; SANTOS, M. Arbuscular mycorrhizal fungi improve photosynthetic energy use efficiency and decrease foliar construction cost under recurrent drought stress in woody evergreen species. **Plant Physiology and Biochemistry**, n. 127, p. 469-477, 2018. DOI: 10.1016/j.plaphy.2018.04.016

BÁRZANA, G.; AROCA, R.; PAZ, J. A.; CHAUMONT, F.; MARTINEZ-BALLESTA, M. C.; CARVAJAL, M.; LOZANO, J. M. R. Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions. **Annals Botany**, v. 109, n. 5, p. 1009–1017, 2012. DOI: 10.1093/aob/mcs007

BASLAM, M.; GOICOECHEA, N. Drought stress improved the capacity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of antioxidant compounds in *lettuce* leaves. **Mycorrhiza**, v. 22, n. 5, p. 347-359, 2012. DOI:10.1007/s00572-011-0408-9

BEGUM, M. K.; ALAM, M. R.; ISLAM, M. S.; AREFIN, M. S. Effect of water stress on physiological characters and juice quality of sugarcane. **Sugar Tech**, v. 14, n. 2, p. 161-167, 2012. DOI:https://doi.org/10.1007/s12355-012-0140-6

BEHNAM, B.; IUCHI, S.; FUJITA, M.; FUJITA, Y.; TAKASAKI, H.; OSAKABE, Y.; YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K.; KOBAYASHI, M.; SHINOZAKI, K. Characterization of the promoter region of an Arabidopsis gene for 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase involved in dehydration-inducible transcription. **DNA Research**, v. 20, n. 4, p. 315-24, 2013. DOI:10.1093/dnares/dst012

BENIWAL, R. S.; LANGENFELD-HEYSER, R.; POLLE, A. Ectomycorrhiza and hydrogel protect hybrid poplar from drought stress and unravel plastic responses of xylem anatomy. **Environmental and Experimental Botany**, v. 69, n. 2, p. 189–197, 2010. DOI:https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2010.02.005

BERRUTI, A.; LUMINI, E.; BALESTRINI, R.; BIANCIOTTO, V. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: let's benefit from past successes. **Frontiers Microbiology**, v. 6, n. 1559, p. 1-13, 2016. DOI:10.3389/fmicb.2015.01559

BILGER, W.; SCHREIBER, U. & BOCK, M. Determination of the quantum efficiency of photosystem II and non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. **Oecologia**, v.102, p.425-432, 1995.

BORTOLHEIRO, F. P. A. P.; SILVA, M. A. Physiological response and productivity of safflower lines under drought stress and rehydration. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, n. 4, 2017. Doi:10.1590/0001-3765201720170475

BOYER, L. R.; BRAIN, P.; XU, X. M.; JEFFRIES, P. Inoculation of drought-stressed strawberry with a mixed inoculum of two arbuscular mycorrhizal fungi: effects on population dynamics of fungal species on roots and consequential plant tolerance to water deficiency. **Mycorrhiza**, v. 25, n. 3, p. 215-227, 2015. DOI:10.1007/s00572-014-0603-6

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399p.

CAVERZAN, A.; CASASSOLA, A.; BRAMMER, S. P. **Reactive oxygen species and antioxidant enzymes involved in plant tolerance to stress**. In: SHANKER A. K.; SHANKER C. Abiotic and biotic stress in plants - recent advances and future perspectives. Publisher InTech, 2016. p.463-80. DOI:10.5772/61368

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO – CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira. Grãos, nono levantamento**. Brasília, p. 1-174, junho de 2016. Disponível

em:<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/16_06_09_16_49_15_boletim_graos_junho__2016_-_final.pdf>. Acesso em: 25 de julho de 2018.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO (CONAB). **Acompanhamento da safra brasileira de grãos: 9º levantamento grãos safra 2017/18**. 2018. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos>>. Acesso em 25 de junho de 2018.

COSTA, R. C. L.; LOBATO, A. K. S.; OLIVEIRA NETO, C. F.; MAIA, P. S. P.; ALVES, G. A. R.; LAUGHINGHOUSE, I. V. Biochemical and physiological responses in two *Vigna unguiculata* (L.) Walp. cultivars under water stress. **Journal of Agronomy**, v. 7, n. 1, p. 98-101, 2008. DOI:10.3923/ja.2008.98.101

EHLERINGER, J. Leaf absorptances of Mohave and Sonoran desert plants. **Oecologia**, v. 49, n. 3, p. 366-370, 1981.

EHTERAM, M.; MOUSAVI, S. F.; KARAMI, H.; FARZIN, S.; SINGH, V. P.; CHAU, K. W.; EL-SHAFIE, A. Reservoir operation based on evolutionary algorithms and multi-criteria decision-making under climate change and uncertainty. **Journal of Hydroinformatics**, v. 20, n. 2, p. 1-24, 2018. DOI:10.2166/hydro.2018.094

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**, 3 ed. Brasília: Embrapa. 2013.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Tecnologias de Produção de Soja: Região Central do Brasil 2014**. Sistemas de Produção, n. 16. Londrina: Embrapa Soja, 2013. Disponível em:

<<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/95489/1/SP-16-online.pdf>>. Acesso em: 20 de julho de 2018.

ENDO, A.; SAWADA, Y.; TAKAHASHI, H.; OKAMOTO, M.; IKEGAMI, K.; KOIWAI, H.; SEO, M.; TOYOMASU, T.; MITSUHASHI, W.; SHINOZAKI, K.; NAKAZONO, M. Drought induction of Arabidopsis 9-cis-epoxycarotenoid dioxygenase occurs in vascular parenchyma cells. **Plant Physiology**, v. 147, n. 4, p. 1984-1993, 2008. DOI:<https://doi.org/10.1104/pp.108.116632>

ESTRADA, B.; AROCA, R.; BAREA, J. M.; RUIZ-LOZANO, J. M. Plant Science Native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from a saline habitat improved maize antioxidant systems and plant tolerance to salinity. **Plant Science**, v. 201–202, p. 42–51, 2013. DOI:[10.1016/j.plantsci.2012.11.009](https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2012.11.009)

FAROOQ, M.; WAHID, A.; KOBAYASHI, N.; FUJITA, D.; BASRA, S. M. A. Plant drought stress: effects, mechanisms and management. **Agronomy Sustainable Development**, v. 29, n. 1, p. 185–212, 2009. DOI:<https://doi.org/10.1051/agro:2008021>

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542011000600001>

FITTER, A. Why plant science matters. **New Phytologist**, n. 193, p. 1–2, 2012. DOI:[10.1111/j.1469-8137.2011.03995.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03995.x)

FUGANTI-PAGLIARINI, R.; FERREIRA, L. C.; RODRIGUES, F. A.; MOLINARI, H. B.; MARIN, S. R.; MOLINARI, M. D.; MARCOLINO-GOMES, J.; MERTZ-HENNING, L. M.; FARIAS, J. R. B.; OLIVEIRA, M. C. N.; NEUMAIER, N.; KANAMORI, N.; FUJITA, Y.; MIZOI, J.; NAKASHIMA, K.; YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K.; NEPOMUCENO, A. L. Characterization of Soybean Genetically Modified for Drought Tolerance in Field Conditions. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, n. 448, p. 1-15, 2017. DOI:[10.3389/fpls.2017.00448](https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00448)

GAVA, R.; FRIZZONE, J. A.; SNYDER, R. L.; JOSE, J. V.; FRAGA JÚNIOR, E. F.; PERBONI, A. Estresse hídrico em diferentes fases da cultura da soja. **Revista Brasileira de Agricultura Irrigada**, v.9, n. 6, p. 349-359, 2015. DOI:<https://doi.org/10.7127/rbai.v9n600368>

GENTY, B.; BRIANTAIS, J.M.; BAKER, N.R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta**, v.990, p.87-92, 1989.

GERDEMANN, J. W.; NICHOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235-344. 1963.

HABIBZADEH, Y. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of drought stress on grain yield and yield components of mungbean (*Vigna radiata* L.) plants. **International Journal Sciences**, v. 4, p. 34-40, 2015. V420150327, 2015. DOI:10.18483/ijSci.651

HAMEED, A.; WU, Q. S.; ABD-ALLAH, E. F.; HASHEM, A.; KUMAR, A.; LONE, H. A. **Role of AM fungi in alleviating drought stress in plants**. Use of microbes for the alleviation of soil stresses. Springer, New York, p. 55–75, 2014. DOI:10.1007/978-1-4939-0721-2_4

HENDRICKSON, L.; CHOW, W.S.; FURBANK, R.T. A simple alternative approach to assessing the fate of absorbed light energy using chlorophyll fluorescence. **Photosynthesis Research**, v.82, n. 1, p. 73-81, 2004. DOI:10.1023/B:PRES.0000040446.87305.f4

HUMPHREYS, C. P.; FRANKS, P. J.; REES, M.; BIDARTONDO, M. I.; LEAK, J. R.; BEERLING, D. V. Mutualistic mycorrhiza-like symbiosis in the most ancient group of land plants. **Nature Communications**, v. 1, n. 103, p. 1-7, 2010. DOI:<https://doi.org/10.1038/ncomms1105>

HUSEYNOVA, I. M.; RUSTAMOVA, S. M.; SULEYMANOV, S. Y.; ALIYEVA, D. R.; MAMMADOV, A. C.; ALIYEV, J. A. Drought-induced changes in photosynthetic apparatus and antioxidant components of wheat (*Triticum durum* Desf.) varieties. **Photosynthesis Research**, v. 130, n. 1-3, p. 215–223, 2016. DOI:<https://doi.org/10.1007/s11120-016-0244-z>

IPCC - Intergovernmental Panel on Climate Change. **Climate change 2013: The physical science basis. Contribution of working group I to the fifth assessment report**. Cambridge: Cambridge University Press, 2013. 1536p.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal – flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48, 1964. p. 692.

KHALVATI, M.; BARTHA, B.; DUPIGNY, A.; SCHRÖDER, P. Arbuscular mycorrhizal association is beneficial for growth and detoxification of xenobiotics of barley under drought stress. **Journal of Soils and Sediments**, v. 10, n. 1, p. 54–64, 2010. DOI:<https://doi.org/10.1007/s11368-009-0119-4>

KOSKEY, R. E.; GEMMA, J. N. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. **Mycological Research**, v. 92, n. 4, p. 486-505, 1989. DOI:10.1016/S0953-7562(89)80195-9

LAISK, A.; LORETO, F. Determining photosynthetic parameters from leaf CO₂ exchange and chlorophyll fluorescence. **Plant Physiology**, v.110, p.903-912, 1996.

MARASCO, R.; ROLLI, E.; ETTOUMI, B.; VIGANI, G.; MAPELLI, F.; BORIN, S.; ABOU-HADID, A. F.; EL-BEHAIRY, U. A.; SORLINI, C.; CHERIF, A.; ZOCCHI, G.; DAFFONCHIO, D. A drought resistance-promoting microbiome is selected by root system under desert farming. **PLoS One**, v. 7, n. 10: e48479, 2012. DOI:10.1371/journal.pone.0048479

MATHUR, S.; SHARMA, M. P.; JAJOO, A. Improved photosynthetic efficacy of maize (*Zea mays*) plants with Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) under high temperature stress. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, v. 180, p. 149–154, 2018. DOI: 10.1016/j.jphotobiol.2018.02.002

MCGONIGLE, T. P.; MILLER, M. H.; EVANS, D. G.; FARCHILD, G. L.; SWAN, J. A. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 115, n. 3, p. 495-501. 1990. DOI:10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x

MO, Y.; WANG, Y.; YANG, R.; ZHENG, J.; LIU, C.; LI, H.; MA, J.; ZHANG, Y.; WEI, C.; ZHANG, X. Regulation of Plant Growth, Photosynthesis, Antioxidation and Osmosis by an Arbuscular Mycorrhizal Fungus in Watermelon Seedlings under Well-Watered and Drought Conditions. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, n. 644, 2016. DOI: 10.3389/fpls.2016.00644

OXBOROUGH, K.; BAKER, N. R. Resolving chlorophyll a fluorescence images of photosynthetic efficiency into photochemical and non-photochemical components – calculation of qP and Fv'/Fm' without measuring Fo'. **Photosynthesis Research**, v. 54, n. 2, p. 135–142, 1997. DOI:<https://doi.org/10.1023/A:1005936823310>

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-161. 1970. DOI:[10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3)

PORCEL R.; REDONDO-GÓMEZ, S.; MATEOS-NARANJO, E.; AROCA, R.; GARCIA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis ameliorates the optimum quantum yield of photosystem II and reduces non-photochemical quenching in rice plants subjected to salt stress. **Journal of Plant Physiology**, v. 185, p. 75–83, 2015. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.07.006>

POZO, M. J.; LÓPEZ-RÁEZ, J. A.; AZCÓN, C.; GARCÍA-GARRIDO, J. M. Phytohormones as integrators of environmental signals in the regulation of mycorrhizal symbioses. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1431–1436, 2015. DOI:<https://doi.org/10.1111/nph.13252>

REICHERT, J. M.; DARIVA, T. A.; REINERT, D. J.; SILVA, V. R. Variabilidade espacial de Planossolo e produtividade de soja em várzea sistematizada: análise geoestatística e análise de regressão. **Ciência Rural**, v. 38, n. 4, p.981-988, 2008. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782008000400012>.

RODRIGUES, D. N.; CABRAL, L. S.; LIMA, L. R.; ZERVOUDAKIS, J. T.; GALATI, R. L.; OLIVEIRA, A. S.; COSTA, D. P. B. DA; GERON, L. J. V. Performance of feedlot lambs fed with diets based on sunflower meal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 4, p. 426-432, 2013. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X2013000400011>

SAGGIN-JUNIOR, O. J.; BORGES, W. L.; NOVAIS, C. B.; SILVA, E. M. R. **Manual de curadores de germoplasma – micro-organismos: fungos micorrízicos arbusculares**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2011. 23p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. – (Documentos / Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 334; Documentos / Embrapa Agrobiologia, 290; Documentos / Embrapa Amapá, 76).

SHUKLA, N.; AWASTHI, R. P.; RAWAT, L.; KUMAR, J. Biochemical and physiological responses of rice (*Oryza sativa* L.) as influenced by *Trichoderma harzianum* under drought stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 54, p. 78–88, 2012. DOI:<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.02.001>

SILVA, M. A.; JIFON, J. L.; SANTOS, C. M.; JADOSKI, C. J.; SILVA, J. A. G. Photosynthetic capacity and water use efficiency in sugarcane genotypes subject to drought stress during early growth phase. **Brazilian archives of biology and technology**, v. 56, n. 5, p. 735–748, 2013. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S1516-89132013000500004>

SOUSA, D. M. G.; LOBATO, E. **Correção do solo e adubação da cultura da soja**. Planaltina: EMBRAPA-CPAC, n. 33, 30p. 1996.

SOUZA, F. A. de. **Banco Ativo de Glomales da Embrapa Agrobiologia: catalogação e introdução de novos isolados desde 1995**. Seropédica, 2000. Documentos, n. 123, EMBRAPA-Agrobiologia, 40 p.

THIRUMALAIKUMAR, V. P.; DEVKAR, V.; MEHTEROV, N.; ALI S.; OZGUR, R.; TURKAN I.; MUELLER-ROEBER, B.; BALAZADEH, S. Nac transcription factor JUNGBRUNNEN1 enhances drought tolerance in tomato. **Plant Biotechnology Journal**, v. 16, n. 2, p. 354–366, 2017. DOI:10.1111/pbi.12776

THORNTHWAITE, C. W.; MATHER, J. R. **The water balance**. Centerton, NJ: Drexel Institute of Technology - Laboratory of Climatology, 1955. 104p. (Publications in Climatology, vol. VIII, n.1)

YI, X. P.; ZHANG, Y. L.; YAO, H. S.; HAN, J. M.; CHOW, W. S.; FAN, D. Y.; ZHANG, W. F. Changes in activities of both photosystems and the regulatory effect of cyclic electron flow in field-grown cotton (*Gossypium hirsutum* L) under drought stress. **Journal of Plant Physiology**, v. 220, p. 74–82, 2018. DOI:10.1016/j.jplph.2017.10.011

ZAHIR, A.; ABBASI, B. H.; ADIL, M.; ANJUM, S.; ZIA, M. Synergistic effects of drought stress and photoperiods on phenology and secondary metabolism of *Silybum marianum*. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 174, n. 2, p. 693–707, 2014. DOI: 10.1007/s12010-014-1098-5

ZHU, G. R.; YAN, X.; ZHU, D.; DENG, X.; WU, J. S.; XIA, J.; YAN, Y. M. Lysine acetylproteome profiling under drought stress reveals key acetylated proteins involved in wheat grain development and starch biosynthesis. **Journal of Proteomics**, v. 185, p. 8-24, 2018. DOI:10.1016/j.jprot.2018.06.019

ZHU, X. C.; SONG, F. B.; LIU, S. Q.; LIU, T. D. Effects of arbuscular mycorrhizal fungus on photosynthesis and water status of maize under high temperature stress. **Plant Soil**, v. 346, n. 1-2, p. 189–199, 2011. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-0809-8>

ZOU, Y. N.; HUANG, Y. M.; WU, Q. S.; HE, X. H. Mycorrhiza-induced lower oxidative burst is related with higher antioxidant enzyme activities, net H₂O₂ effluxes, and Ca²⁺ influxes in trifoliolate orange roots under drought stress. **Mycorrhiza**, v. 25, n. 2, p.143–152, 2015. DOI:10.1007/s00572-014-0598-z

CONCLUSÃO GERAL

Capítulo 1: Em plantas com maior sensibilidade ao déficit hídrico, o emprego do FMA *Glomus clarum* pode beneficiar no sentido de manterem status hídrico semelhante às plantas irrigadas, ocasionando maior abertura estomática e, assim, influenciando positivamente o aparato fotossintético, além de aumentar a absorção de pigmentos e minimizar os danos ao FSII.

Capítulo 2: A utilização do fungo micorrízico arbuscular *Glomus clarum* beneficiou as plantas de soja quando em déficit hídrico, mantendo seu status hídrico similar às plantas irrigadas, o que permitiu seu funcionamento sem prejudicar o FSII, evitando danos reativos nas células vegetais, garantindo, assim, tolerância aos efeitos adversos ocasionados pelo déficit hídrico.

Capítulo 3: Em condições de campo, as plantas de soja inoculadas com o FMA *Glomus clarum* foram beneficiadas por maior produtividade do que as plantas inoculadas irrigadas. Benefício justificado pela densidade de esporos e subsequente percentual de colonização desses fungos as plantas.

MATERIAL SUPLEMENTAR

Tabela 1S. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 1.

| Ca | Mg | Ca+Mg | Al | H+Al | K | K | S | P(mel) | pH | M.O. |
|---|-----------|--------------|-----------|-------------|--------------------------------|------------------------------------|-----------|-------------------------|--------------------------|---------------|
| -----cmol _c dm ⁻³ ----- | | | | | -----mg dm ⁻³ ----- | | | CaCl₂ | g dm⁻³ | |
| 0,59 | 0,17 | 0,76 | 0,05 | 1,8 | 0,02 | 9 | 0,8 | 0,9 | 5,8 | 6,2 |
| Na | Fe | Mn | Cu | Zn | B | CTC | SB | v% | m% | Argila |
| -----mg dm ⁻³ ----- | | | | | | cmol _c dm ⁻³ | | Sat. | Sat. | Text |
| | | | | | | | | Base | Al | % |
| 1,8 | 118 | 16,7 | 0,5 | 0,2 | 0,10 | 2,6 | 0,81 | 30 | 6 | 39 |

Tabela 2S. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 2.

| Ca | Mg | Ca+Mg | Al | H+Al | K | K | S | P(mel) | pH | M.O. |
|---|-----------|--------------|-----------|-------------|--------------------------------|------------------------------------|-----------|-------------------------|--------------------------|---------------|
| -----cmol _c dm ⁻³ ----- | | | | | -----mg dm ⁻³ ----- | | | CaCl₂ | g dm⁻³ | |
| 0,47 | 0,21 | 0,67 | 0,15 | 7,07 | 0,19 | 76,67 | 4,67 | 1,03 | 4,44 | 31,83 |
| Na | Fe | Mn | Cu | Zn | B | CTC | SB | v% | m% | Argila |
| -----mg dm ⁻³ ----- | | | | | | cmol _c dm ⁻³ | | Sat. | Sat. | Text |
| | | | | | | | | Base | Al | % |
| 2 | 26,33 | 13,37 | 2,83 | 0,10 | 0,63 | 7,93 | 0,90 | 11 | 14,47 | 53 |

Tabela 3S. Análise de solo (0-20 cm) antes da instalação do experimento 3.

| Ca | Mg | Ca+Mg | Al | H+Al | K | K | S | P(mel) | pH | M.O. |
|---|-----------|--------------|-----------|-------------|--------------------------------|------------------------------------|-----------|-------------------------|--------------------------|---------------|
| -----cmol _c dm ⁻³ ----- | | | | | -----mg dm ⁻³ ----- | | | CaCl₂ | g dm⁻³ | |
| 1,8 | 1,0 | 2,8 | 0,15 | 4,7 | 0,69 | 270 | 4,65 | 4,4 | 4,94 | 32,7 |
| Na | Fe | Mn | Cu | Zn | B | CTC | SB | v% | m% | Argila |
| -----mg dm ⁻³ ----- | | | | | | cmol _c dm ⁻³ | | Sat. | Sat. | Text |
| | | | | | | | | Base | Al | % |
| 3,0 | 26,35 | 28,2 | 3,7 | 2,45 | 0,3 | 8,2 | 3,55 | 42,5 | 2,05 | 48 |