



**PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
MESTRADO EM AGRONOMIA**

CAMILA HATSU PEREIRA YOSHIDA

**DÉFICIT HÍDRICO E APLICAÇÃO DE METIL-JASMONATO SOBRE AS TROCAS
GASOSAS, SÍNTESE DE COMPOSTOS FENÓLICOS E FORMAÇÃO DE RAÍZES
TUBEROSAS EM BATATA-DOCE**

Presidente Prudente - SP
2020



**PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
MESTRADO EM AGRONOMIA**

CAMILA HATSU PEREIRA YOSHIDA

**DÉFICIT HÍDRICO E APLICAÇÃO DE METIL-JASMONATO SOBRE AS TROCAS
GASOSAS, SÍNTESE DE COMPOSTOS FENÓLICOS E FORMAÇÃO DE RAÍZES
TUBEROSAS EM BATATA-DOCE**

Dissertação apresentada a Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Universidade do Oeste Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de concentração: Fisiologia e Tecnologia da Produção Vegetal

Orientadora:
Prof^a Dr^a Ana Cláudia Pacheco Santos

Presidente Prudente - SP
2020

630
Y65d

Yoshida, Camila Hatsu Pereira.

Déficit hídrico e aplicação de metil-jasmonato sobre as trocas gasosas, síntese de compostos fenólicos e formação de raízes tuberosas em batata-doce / Camila Hatsu Pereira Yoshida. – Presidente Prudente, 2020. 69 f.: il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade do Oeste Paulista – Unoeste, Presidente Prudente, SP, 2020.

Bibliografia.

Orientador: Ana Cláudia Pacheco Santos

1. Partição de fotoassimilados. 2. Malondialdeído. 3 Fenilalanina amônia-liase. 4. *Ipomoea batatas*. I. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: "DÉFICIT HÍDRICO E APLICAÇÃO DE METIL-JASMONATO SOBRE AS TROCAS GASOSAS, SÍNTESE DE COMPOSTOS FENÓLICOS E FORMAÇÃO DE RAÍZES TUBEROSAS EM BATATA DOCE"

AUTOR(A): CAMILA HATSU PEREIRA YOSHIDA

ORIENTADOR(A): ANA CLAUDIA PACHECO SANTOS

Aprovado(a) como parte das exigências para obtenção do título de MESTRE em AGRONOMIA

Área de Concentração PRODUÇÃO VEGETAL, pela Comissão Examinadora:


Prof. Dra. Ana Claudia Pacheco Santos

UNOESTE - Universidade do Oeste Paulista / Presidente Prudente (SP)


Prof. Dr. Alexandrius de Moraes Barbosa

UNOESTE - Universidade do Oeste Paulista / Presidente Prudente (SP)


Prof. Dr. Willian Rodrigues Macedo

UFV - Universidade Federal de Viçosa / Campus de Paranaíba(MG)

Data da realização: Presidente Prudente, 17 de fevereiro de 2020.

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho aos meus familiares que sempre me apoiaram, em especial a minha mãe, por ser uma pessoa guerreira e por nunca desistir diante das dificuldades, e ao meu noivo, que sempre está ao meu lado, meu muito obrigado a todos vocês!

AGRADECIMENTOS

À minha mãe, Lucilene Pereira da Silva, à minha irmã Daniela Yumi Pereira Yoshida, ao meu irmão Danilo Akira Pereira Yoshida e ao meu noivo Allan de Marcos Lapaz, pelo apoio conferido a mim nessa jornada.

À minha orientadora, Prof.^a Dr.^a Ana Claudia Pacheco Santos pelo conhecimento técnico repassado e pela confiança depositada em mim.

Aos Profs. Drs. Fabricio Hilton Vitolo, Suzana Chiari Bertolli e Adriana Lima Moro pelo conhecimento repassado.

A todos os meus amigos da graduação em Ciências Biológicas e Agronomia e do Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UNOESTE, em especial ao Dr. Pedro Henrique Gorni, a pós-doutoranda Kezia Aparecida Guidorizi, a doutoranda Milena Cristina Moraes e a mestranda Carolina Cabral da Silva.

À Universidade do Oeste Paulista (UNOESTE) e ao programa de Pós-Graduação em Agronomia, pela formação profissional conferida a mim até o presente momento.

Ao Centro de Estudos em Ecofisiologia Vegetal do Oeste Paulista (CEVOP) pela colaboração durante a pesquisa.

Ao apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – (Brasil) CAPES – pela bolsa de estudos concedida.

*“Não ouça as pessoas negativas
Derrotas fazem parte da vida, você não vai ganhar tudo,
Mas quão baixo você pode cair?
O chão?
O chão é o mais baixo que você pode cair
Levante-se e tente outra vez
Você não é um fracassado
Você torna-se um fracassado quando cai e não se levanta mais”.*
(Arnold Schwarzenegger)

RESUMO

Déficit hídrico e aplicação de metil-jasmonato sobre as trocas gasosas, síntese de compostos fenólicos e formação de raízes tuberosas em batata-doce

A batata-doce é uma cultura que apresenta ampla adaptabilidade às diferentes condições climáticas; porém, seu rendimento pode ser afetado por períodos prolongados de déficit hídrico. A aplicação exógena de jasmonatos pode modular diversas respostas fisiológicas e bioquímicas, como a resistência das plantas ao estresse abiótico. A partir da hipótese de que o déficit hídrico pode ser atenuado com a aplicação de MeJA em plantas de batata-doce durante a formação de raízes tuberosas, este estudo propôs avaliar o desempenho fotossintético e a concentração fenólica presente na folha e raiz e associá-las com a massa seca particionada, principalmente em relação à produção de raízes tuberosas. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, arranjado em esquema fatorial 2 × 2, composto por dois níveis de hormônio MeJA (presença e ausência) e dois níveis de irrigação (100% e 40% da capacidade de campo). As plantas tratadas com MeJA apresentaram uma redução na AF e MSF, porém aumentaram a MSRA, sugerindo que o carbono assimilado foi alocado para a produção de raízes adventícias em detrimento das raízes tuberosas, o que resultou em uma menor expansão das folhas. A aplicação de MeJA nas plantas de batata-doce afetou a performance fotossintética, no entanto aumentou a produção de compostos fenólicos antioxidantes e prolina, demonstrando ser importante para a síntese de metabólitos secundários. Os mecanismos de respostas avaliados mostraram que a severidade do déficit hídrico foi mais proeminente do que o efeito do MeJA. Dessa forma, as alterações bioquímicas positivas decorrentes da aplicação de MeJA não foram suficientes para atenuar o estresse causado pelo déficit hídrico, o que refletiu em menor produção de raízes tuberosas.

Palavras-chave: partição de fotoassimilados, malondialdeído, fenilalanina amônia-liase, *Ipomoea batatas* L.

ABSTRACT

Water deficit and application of methyl-jasmonate on gas exchanges, synthesis of phenolic compounds and tuber root formation

Sweet potato is a crop with wide adaptability to different climatic conditions; however, its yield can be affected by prolonged periods of water deficit. The exogenous application of jasmonates can modulate several physiological and biochemistry, such as plant resistance to abiotic stress. Based on the hypothesis that the water deficit can be attenuated with the application of MeJA in sweet potato plants during the formation of tuberous roots, this study sought to evaluate the photosynthetic performance and the phenolic concentration present in the leaf and root associating them with the partitioned dry mass, mainly in relation to the production of tuberous roots. The experimental design was completely randomized, arranged in a 2 × 2 factorial scheme, composed of two levels of MeJA hormone (presence and absence) and two levels of irrigation (100% and 40% of field capacity). The plants treated with MeJA showed a reduction in AF and MSF, but increased the MSRA, suggesting that the assimilated carbon was allocated to the production of adventitious roots in detriment of the tuberous roots, which resulted in less expansion of the leaves. The application of MeJA in sweet potato plants affected photosynthetic performance, however it increased the production of antioxidant phenolic compounds and proline, proving to be important for the synthesis of secondary metabolites. The response mechanisms evaluated showed that the severity of water deficit was more prominent than the effect of MeJA. Thus, the positive biochemical changes resulting from the application of MeJA were not sufficient to alleviate the stress caused by water deficit, which reflected in a lower production of tuberous roots.

Keywords: photoassimilate partition, malondialdehyde, phenylalanine ammonia-lyase, *Ipomoea potatoes L.*

LISTA DE SIGLAS

$^1\text{O}_2$	– Oxigênio singlete
$A_{1\text{cm}}^{1\%}$	– Coeficiente de extinção ou coeficiente de absorvidade molar de um pigmento em um determinado solvente específico (2592 para o β -caroteno)
A	– Taxa de assimilação de CO_2 expressa por área
ABA	– Ácido abscísico
AF	– Área foliar
AJ	– Ácido jasmônico
AlCl_3	– Cloreto de alumínio
AS	– Ácido salicílico
AT	– Total de antocianina
C	– Caminho óptico da cubeta (cm)
CAPES	– Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
CAR	– Carotenoides
CAT	– Catalase
<i>C_i</i>	– Concentração interna de CO_2 na câmara subestomática
Cl <i>a</i>	– Clorofila <i>a</i>
Cl <i>b</i>	– Clorofila <i>b</i>
Cl total	– Clorofila total
DMSO	– Dimetilsulfóxido
DNA	– Ácido desoxirribonucleico
DRT	– Diâmetro das raízes tuberosas
<i>E</i>	– Taxa de transpiração
EDTA	– Ácido etilendiamino tetra-acético
<i>E_iC</i>	– Eficiência de carboxilação instantânea
EROS	– Espécies reativas de oxigênio
<i>EUA</i>	– Eficiência de uso da água
FSII	– Atividade fotoquímica no II
<i>g</i>	– Gravidade
<i>gs</i>	– Condutância estomática
H_2O_2	– Peróxido de hidrogênio
H_3PO_4	– Ácido fosfórico
HCl	– Ácido clorídrico
HO	– Hidroxila
IDF	– Índice de feofitinação
IEM	– Índice de estabilidade de membrana celular
m	– Massa da amostra (g)
MDA	– Malondialdeído
MeJA	– Metil jasmonato
MSF	– Massa seca da folha
MSH	– Massa seca das hastes
MSPAT	– Massa seca da parte aérea total
MSRA	– Massa seca das raízes adventícias
MSRT	– Massa seca das raízes tuberosas
MSTR	– Massa seca total das raízes
NaNO_2	– Nitrito de sódio
NRT	– Número das raízes tuberosas
O_2	– Ânions superóxido
PAL	– Fenilalanina amônia-liase
PAR	– Radiação fotossinteticamente ativa

POD	– Peroxidase
Prot	– Proteína
PVPP	– Polivinilpolipirrolidona
RNA	– Ácido ribonucleico
SOD	– Superóxido dismutase
β -car folha	– β -caroteno folha
β -car raiz	– β -caroteno raiz
β -caroteno	– β - caroteno total
t	– Tempo de reação (em segundos).
TBA	– Ácido tiobarbitúrico
TCA	– Ácido tricloroacético)
TFF	– Totais de flavonoides na folha
TFR	– Totais de flavonoides na raiz
TPF	– Total de fenólicos na folha
TPR	– Total de fenólicos na raiz
UV	– Ultravioleta
V	– Volume de extração
ΔE	– Variação da extinção
Ψ_h	– Potencial hídrico foliar

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 -** Correlação de Pearson entre as variáveis analisadas. Os quadrados que receberam a cor branca pertencem à categoria de valores não significativos. Taxa de assimilação de CO₂ (*A*), taxa de transpiração (*E*), clorofila total (Cl total), carotenoides (CAR), antocianina (Ant), β-caroteno da folha (β-car da folha), fenóis totais da folha (TPF), flavonoides totais da folha (TFF), enzima fenilalanina amônia liase (PAL), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca total de raízes (MSTR)..... 50

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Resumo da análise de variância para a taxa de assimilação de CO ₂ (<i>A</i>), condutância estomática (<i>gs</i>), concentração interna de CO ₂ na câmara subestomática (<i>Ci</i>), taxa de transpiração (<i>E</i>), eficiência instantânea de carboxilação (<i>EiC</i>), eficiência do uso da água (<i>EUA</i>) e potencial hídrico da folha (Ψ_h) de plantas de batata-doce submetidas ao estresse hídrico e aplicação de MeJA.....	39
Tabela 2 -	Taxa de assimilação de CO ₂ (<i>A</i>), condutância estomática (<i>gs</i>), concentração interna de CO ₂ na câmara subestomática (<i>Ci</i>) e taxa de transpiração (<i>E</i>) em plantas de batata-doce submetidas ao estresse hídrico e aplicação de MeJA.....	40
Tabela 3 -	Taxa de assimilação de CO ₂ (<i>A</i>), condutância estomática (<i>gs</i>), concentração interna de CO ₂ na câmara subestomática (<i>Ci</i>) e taxa de transpiração (<i>E</i>) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA após recuperação da hidratação.....	41
Tabela 4 -	Eficiência intrínseca da carboxilação (<i>EiC</i>) e eficiência do uso da água (<i>EUA</i>) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	42
Tabela 5 -	Potencial hídrico (Ψ_h) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	43
Tabela 6 -	Resumo da análise de variância para clorofila <i>a</i> (<i>Cl a</i>), clorofila <i>b</i> (<i>Cl b</i>), clorofila total (<i>Cl total</i>), carotenoides (<i>CAR</i>), índice de feofitinação (<i>IDF</i>), total de antocianina (<i>TA</i>), β -caroteno folha (β -car folha), β -caroteno raiz (β -car raiz), índice de estabilidade de membrana (<i>IEM</i>), determinação do teor de malondialdeído (<i>MDA</i>), prolina, total de fenólicos na folha (<i>TPF</i>), total de fenólicos na raiz (<i>TPR</i>), totais de flavonoides na folha (<i>TFF</i>) e totais de flavonoides na raiz (<i>TFR</i>) e atividade da enzima fenilalanina amônia liase (<i>PAL</i>) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	44
Tabela 7 -	Clorofila <i>a</i> (<i>Cl a</i>), clorofila <i>b</i> (<i>Cl b</i>), clorofila total, carotenoides (<i>CAR</i>), índice de feofitinação (<i>IDF</i>), total de antocianina (<i>TA</i>), β -caroteno folha (β -car folha) e β -caroteno raiz (β -car raiz) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	45
Tabela 8 -	Índice de estabilidade de membrana (<i>IEM</i>), teor de malondialdeído (<i>MDA</i>) e teor de prolina em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	46
Tabela 9 -	Teor de fenólicos totais na folha (<i>TPF</i>), teor de fenólicos totais na raiz (<i>TPR</i>), teor de flavonoides totais na folha (<i>TFF</i>) e teor de flavonoides na raiz (<i>TFR</i>) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	46
Tabela 10 -	Atividade da enzima fenilalanina amônia liase (<i>PAL</i>) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de	

	MeJA.....	47
Tabela 11 -	Resumo da análise de variância para área foliar (AF), número das raízes tuberosas (NRT), diâmetro das raízes tuberosas (DRT), massa seca da folha (MSF), massa seca das hastes (MSH), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca das raízes tuberosas (MSRT), massa seca das raízes adventícias (MSRA), massa seca total das raízes (MSTR) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	48
Tabela 12 -	Área foliar (AF), número das raízes tuberosas (NRT) e diâmetro das raízes tuberosas (DRT) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	48
Tabela 13 -	Massa seca da folha (MSF), massa seca das hastes (MSH), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca das raízes tuberosas (MSRT), massa seca das raízes adventícias (MSRA) e massa seca total das raízes (MSTR) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.....	49

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	16
2	OBJETIVO	18
3	REVISÃO DE LITERATURA	19
3.1	A espécie Ipomoea batatas	19
3.2	Importância econômico-social	19
3.3	Alimento funcional	20
3.4	Compostos fenólicos	21
3.4.1	Produção de compostos fenólicos.....	21
3.4.1.1	Flavonoides	22
3.4.1.2	Antocianinas	22
3.4.1.3	Ácidos fenólicos	23
3.5	Déficit hídrico	24
3.6	Comportamento da taxa fotossintética em resposta ao déficit hídrico..	25
3.7	A atenuação de estresse com reguladores vegetais	26
4	MATERIAL E MÉTODOS	29
4.1	Local experimental	29
4.2	Design e tratamentos experimentais	29
4.3	Condições de cultivo	29
4.4	Instalação e condução experimental	30
4.5	Imposição do déficit hídrico e aplicação do MeJA	31
4.6	Variáveis avaliadas não destrutivas	31
4.6.1	Medições de trocas gasosas	31
4.7	Variáveis avaliadas destrutivas	32
4.7.1	Potencial hídrico foliar	32
4.8	Análises bioquímicas	32
4.8.1	Coleta de folhas ao final da imposição do estresse	32
4.8.2	Extração de pigmentos fotossintéticos e antioxidante	33
4.8.3	Determinação do índice de estabilidade de membranas.....	34
4.8.4	Determinação do teor de malondialdeído (MDA)	35
4.8.5	Teor de prolina foliar.....	35
4.8.6	Teor de compostos polifenóis e flavonoides totais nas folhas e raízes	36
4.8.7	Atividade da enzima fenilalanina amônia liase (PAL, EC 4.3.1.5).....	37
4.9	Biomassa particionada	38
4.10	Análise estatística	38
5	RESULTADOS	39
5.1	Respostas de trocas gasosas	39
5.2	Respostas bioquímicas	43
5.3	Produção de biomassa particionada	47

6	DISCUSSÃO	51
6.1	Trocas gasosas e potencial hídrico.....	51
6.2	Pigmentos fotossintéticos.....	52
6.3	Pigmentos antioxidantes	53
6.4	Estresse oxidativo.....	53
6.5	Produção de biomassa	54
7	CONCLUSÃO	56
	REFERÊNCIAS.....	57
	ANEXO - MATERIAL SUPLEMENTAR.....	67

1 INTRODUÇÃO

A batata-doce [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.] é uma espécie perene pertencente à Família Convolvulaceae. A mesma possui raiz tuberosa, extremamente rica em amido, com várias vitaminas, minerais e proteínas (SHIGEMATSU *et al.*, 2017), motivo pelo qual é uma das sete principais culturas alimentares cultivadas em todo o mundo (LI; YANG; LU, 2018).

A produção anual de batata-doce é estimada em 130 milhões de toneladas (SHIGEMATSU *et al.*, 2017). O cultivo da batata-doce ocorre em regiões tropicais e subtropicais, considerando dados Mundiais do cultivo da batata-doce, o país com maior produção é a China onde representa, nos últimos quatro anos, uma média de 82,30% da produção mundial; em segundo lugar vem a Nigéria com 1,92%; a produção brasileira representa 0,30% do total produzido (FAOSTAT, 2016). No ano de 2017, o Brasil se consolidou como o quarto maior produtor de batata-doce do mundo, com pouco mais de 776,3 mil toneladas em aproximadamente 53,5 mil hectares (SEAGRO-MG, 2017).

Pesquisas recentes relataram que a batata-doce quando incluída na dieta humana é benéfica na prevenção de muitas doenças (ESATBEYOGLU *et al.*, 2017), tornando-a um alimento funcional. Isto se deve ao fato da presença de compostos polifenólicos e carotenoides em grandes concentrações (ALBISHI *et al.*, 2013; ESATBEYOGLU *et al.*, 2017), principalmente em suas folhas, onde há a maior concentração desses compostos (ALBISHI *et al.*, 2013; WANG *et al.*, 2018).

Apesar de sua rusticidade, fácil manutenção, ciclo curto, boa resistência a doenças e pragas, ampla adaptação a regiões áridas e secas e alto potencial produtivo, o rendimento da batata-doce é afetado pelo déficit hídrico (MBINDA *et al.*, 2016; MBINDA *et al.*, 2018).

Está bem estabelecido que plantas de batata-doce cultivadas sob déficit hídrico apresentam redução no crescimento e no rendimento, devido ao comprometimento de várias respostas fisiológicas, como baixo potencial hídrico, degradação de pigmentos, fluorescência da clorofila, limite de assimilação de CO₂, baixa condutância estomática e diminuição da taxa fotossintética líquida (YOOYONGWECH *et al.*, 2016).

Tanto o ácido jasmônico (AJ) como o seu metil éster denominado metil jasmonato (MeJA) são considerados reguladores vegetais que ocorrem naturalmente em plantas e controlam processos morfológicos, fisiológicos e bioquímicos (UEDA; SANIEWSKI, 2006; NORASTEHNIA *et al.* 2007). Ambos os reguladores estão envolvidos em vias de transdução de sinal nas respostas das plantas aos fatores de estresse ambiental. A aplicação exógena de AJ pode modular diversas respostas fisiológicas que levam ao aumento da resistência ao estresse abiótico (WALIA *et al.*, 2007). A aplicação de reguladores vegetais como o ácido salicílico, MeJA e ABA na batata-doce aumenta os teores de compostos fenólicos antioxidantes, incluindo os flavonóides, antocianinas e β -caroteno (GHASEMZADEH *et al.*, 2016). Desta forma, os reguladores vegetais atuam como elicitores, estimulando a síntese de compostos secundários antioxidantes relacionados ao aumento de tolerância das plantas ao déficit hídrico. Este estudo baseou-se na hipótese de que a maior produção de compostos fenólicos nas folhas e raízes de batata-doce em resposta ao estresse hídrico e à aplicação de MEJA (de forma isolada ou em combinação) poderia se constituir em um mecanismo de proteção, atenuando os efeitos prejudiciais da falta de água sobre os processos fisiológicos e bioquímicos da planta e conseqüentemente, possibilitando menor interferência do estresse hídrico sobre o processo de tuberização das raízes.

2 OBJETIVO

Analisar como a aplicação de metil jasmonato modula a fotossíntese e a síntese de compostos fenólicos em batata-doce submetida ao déficit hídrico e sua influência sobre a produção de raízes tuberosas.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 A espécie *Ipomoea batatas*

A batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) é uma eudicotiledônea perene da família Convolvulaceae, oriunda da América Central e do Sul. É categorizada como uma planta herbácea de caule rasteiro, trepador ou ereto (CAMARGO, 2016). A raiz apresenta duas regiões diferentes, a tuberosa (de armazenamento), que constitui a principal parte de interesse comercial; e a absorvente (adventícia), responsável pela absorção de água e extração de nutrientes do solo (VILLORDON *et al.*, 2009).

A batata-doce é uma espécie perene cultivada como cultura anual (CONCEIÇÃO *et al.*, 2005), apresenta alto potencial produtivo por um período longo de tempo, isto se deve à sua eficiência na captação da energia solar (NUNES, 2009). Além disso, esta cultura apresenta outras variáveis favoráveis para um bom desenvolvimento diante das adversidades abióticas, tais como: rusticidade, fácil cultivo, ciclo curto, boa resistência a doenças e pragas e ampla adaptabilidade a regiões áridas e secas (FILGUEIRA *et al.*, 2008; CAVALCANTE *et al.*, 2009; MOREIRA *et al.*, 2011).

As melhores áreas para o plantio da batata-doce devem apresentar clima quente e constante, com relativa umidade e alta luminosidade (FILGUEIRA, 2008). As temperaturas de aproximadamente 24°C são adequadas para o desenvolvimento e rendimento da batata-doce, porém, as temperaturas baixas, como 10°C, são prejudiciais para as mesmas. O solo para o seu cultivo deve ser preferencialmente o arenoso ou textura média, pois propiciam melhor crescimento lateral das raízes, evitando deformações (FILGUEIRA, 2008).

3.2 Importância econômico-social

A batata-doce é de grande importância econômico-social, sua produção anual é estimada em 130 milhões de toneladas (SHIGEMATSU *et al.*, 2017), sendo o seu cultivo distribuído em muitos países (LI; YANG; LU, 2018). A produção dessa cultura ocorre em regiões tropicais e subtropicais, concentrando-se principalmente na Ásia e África, as quais são responsáveis por 95% da produção mundial de batata-

doce (SHEIKHA; RAY, 2017; MBINDA *et al.*, 2018). Especificamente no Brasil, é cultivada em toda a sua extensão, principalmente nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste. Nos últimos 10 anos o estado de São Paulo mais do que duplicou a área plantada e praticamente triplicou a produção de batata-doce, sendo que a grande responsável por isso é a região do Oeste Paulista. Essa região também é a principal produtora da cultura no Estado e a 2ª do Brasil, já que Rio Grande do Sul ocupa a primeira posição contribuindo com cerca de 32% do total colhido no ano de 2012 (153,7 mil toneladas), seguido por São Paulo (41,4 mil toneladas) (MOREIRA *et al.* 2011; VETTORAZZI, 2017; IAC 2017).

3.3 Alimento funcional

A batata-doce é uma grande fonte de nutrientes e energia, pois é extremamente rica em amido, proteínas, carboidratos, sais minerais (como ferro, cálcio, potássio e fósforo), metionina, vitaminas A e C e do complexo B, que participam no suprimento de calorias, vitaminas e minerais na alimentação humana. (AZEVEDO *et al.*, 2002; OLIVEIRA *et al.*, 2008; QUADROS *et al.*, 2009; SHIGEMATSU *et al.*, 2017).

Em pesquisas recentes há relatos de que a batata-doce quando incluída na dieta humana é benéfica na prevenção de muitas doenças (ESATBEYOGLU *et al.*, 2017), devido à sua atividade antioxidante (TEOW *et al.*, 2007), anticancerígena (KARNA *et al.*, 2011), antidiabética e anti-inflamatória (ZHANG *et al.*, 2009). Isto se deve ao fato da presença de compostos polifenólicos e carotenoides (ALBISHI *et al.*, 2013; ESATBEYOGLU *et al.*, 2017). Estes compostos estão presentes em grandes concentrações nas folhas e raízes, porém nas folhas há a maior concentração dos mesmos (ALBISHI *et al.*, 2013; WANG *et al.*, 2018). As folhas da batata-doce também possuem o maior número de atividade biológica devido ao seu grande teor de compostos fenólicos (ISLAM *et al.*, 2002; ISLAM, 2006).

Em relação aos carotenoides, além de suas propriedades antioxidantes, os mesmos têm a capacidade de converter-se em vitamina A, cuja as funções no organismo estão relacionadas ao crescimento ósseo, visão e à diferenciação de tecidos (CAMPOS *et al.*, 2006).

3.4 Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos são um grupo diversificado de substâncias que agem como antioxidantes, por possuírem radicais intermediários estáveis e doar hidrogênio ou elétrons, que bloqueiam a oxidação de vários compostos alimentares, em especial os lipídios (SILVA *et al.*, 2010; SILVA *et al.*, 2015). Os antioxidantes podem atuar como primários e secundários. O sistema primário age parando a cadeia de reação oxidante, por meio da doação de elétrons ou hidrogênio aos radicais livres, transformando-os em produtos estáveis ou reagem com radicais livres constituindo o complexo lipídio-antioxidante que pode reagir com outros radicais livres. Os antioxidantes secundários atrasam a iniciação da auto-oxidação, mediante a complexação de metais, sequestro de oxigênio, decomposição de hidroperóxidos, absorção de radiação ultravioleta ou desativação do oxigênio singlete (PROESTOS *et al.*, 2006; ANGELO; JORGE, 2007).

Na natureza já foram encontrados mais de 8.000 compostos fenólicos em plantas, (SILVA *et al.*, 2010; LIU *et al.*, 2018). Na maioria das vezes a síntese desses compostos ocorre em função das reações de defesa das plantas, como infecções, injúrias, excesso de radiações UV, falta ou excesso de água, salinidade, dentre outros. Além disso, são de grande importância para o crescimento e reprodução das plantas (ANGELO; JORGE, 2007; SILVA *et al.*, 2010).

A enzima fenilalanina amônia-liase (PAL) é considerada a principal enzima da via biossintética de compostos fenólicos, catalisando a transformação por desaminação de L-fenilalanina no ácido trans-cinâmico (LEVINE *et al.*, 1994).

3.4.1 Produção de compostos fenólicos

Segundo Chandrasekara (2018), os compostos fenólicos são derivados de um conjunto limitado de precursores biossintéticos, tais como: piruvato, acetato, alguns aminoácidos, acetil CoA e malonil CoA, através da ação das vias metabólicas do Ácido Chiquímico e dos fenilpropanóides. Dois principais aminoácidos envolvidos na síntese de fenólicos em plantas incluem a fenilalanina e, em menor extensão, a tirosina. Os compostos fenólicos são sintetizados como primeira linha de compostos químicos de defesa contra estresses bióticos e abióticos das plantas. Além disso, os

fenólicos contribuem para diferentes atributos dos alimentos, como amargor, adstringência, cor, sabor, odor e estabilidade contra a oxidação lipídica.

As folhas, raízes e caules da batata-doce são excelentes fontes de polifenóis antioxidativos, os quais são compostos orgânicos caracterizados pela presença de um ou mais anéis aromáticos, com grupamentos hidroxilas e seus derivados (ISLAM *et al.*, 2016; LIU *et al.*, 2018). Os polifenóis são categorizados de acordo com o número de anéis fenólicos e com as estruturas às quais estão ligados, dentre eles, encontram-se na batata-doce os flavonoides, antocianinas e ácidos fenólicos (SILVA *et al.*, 2010; OLIVEIRA; BASTOS, 2011;).

3.4.1.1 Flavonoides

Os flavonoides são os compostos mais diversificados do reino vegetal (SOARES *et al.*, 2002). A estrutura básica dos flavonoides é formada por um esqueleto C₁₅ (C₆-C₃-C₆), arranjados em três anéis aromáticos (A, B e C) (LIU *et al.*, 2018).

No grupo dos flavonoides encontram-se as subclasses, as quais são categorizadas de acordo com o lugar, número e combinação dos grupamentos participantes da molécula. Dentre as subclasses de flavonoides, incluem-se as antocianidinas antocianinas, flavonas, flavonóis, flavanonas, auronas (calçonas, isoflavonas), catequinas e chalconas, dentre outros (LIU *et al.*, 2018; SILVA *et al.*, 2010; SOARES *et al.*, 2002).

3.4.1.2 Antocianinas

As antocianinas são uma classe de flavonoides responsáveis pelas cores dos vegetais, podendo ser encontradas majoritariamente em frutas vermelhas, comocereja, casca de berinjela, arroz preto, cenoura preta, uvas, repolho roxo, romã e pétalas de flores violetas e pela maioria das flores das plantas superiores. As antocianinas também podem ser usadas como um corante alimentar natural cuja pigmentação varia de púrpura avermelhada a azul intenso, sendo os principais pigmentos solúveis em água (WANG *et al.*, 2013; ISLAM *et al.*, 2016; SUN *et al.*, 2018).

Os pigmentos geralmente são encontrados na forma de antocianinas, que se derivam das antocianidinas (MARÇO; POPPI; SCARMINIO, 2008). As antocianidinas existem sem a presença de açúcar (SUN *et al.*, 2018), ao contrário das antocianinas onde uma ou mais de suas hidroxilas, estão ligadas a grupos de açúcares, sendo a mais comum glicose, xilose, arabinose, ramnose, galactose ou dissacarídeos, aos quais podem estar ligados ácidos fenólicos, como p-coumárico, cafêico, fenílico e vanílico. O açúcar presente nas moléculas de antocianinas confere maior solubilidade e estabilidade a estes pigmentos, quando comparados com as antocianidinas (MARÇO; POPPI; SCARMINIO, 2008).

Dentre os compostos fenólicos presentes nas folhas da batata-doce, foram identificados 15 tipos de antocianinas com predominância de cianidinas, das quais foram relatadas funções fisiológicas importantes, como atividades antioxidante, antimutagênica, anticancerígena, antineoplásicos, proteção contra radiação, vasotônicos, vasoprotetores, anti-inflamatórios, antineoplásica, quimioprotetores (contra a toxicidade da platina na terapia), hepatoprotetores (contra o dano ao tetracloreto de carbono), e possíveis outros efeitos benéficos devido à sua interação com várias enzimas e processos metabólicos (RICE-EVANS *et al.*, 1996; WANG *et al.*, 2013; ISLAM *et al.*, 2016).

3.4.1.3 Ácidos fenólicos

As propriedades antioxidantes dos ácidos fenólicos devem-se à presença de um anel benzênico, um grupo funcional carboxila e um ou mais grupamentos de hidroxila e/ou metoxila na molécula. Os ácidos fenólicos são divididos em duas classes: os ácidos hidroxibenzoicos e os hidroxicinâmicos, que são ubiquamente encontrados em materiais vegetais em níveis variados (SOARES, 2002; OLIVEIRA; BASTOS, 2011; CHANDRASEKARA, 2018; AGATONOVIC-KUSTRIN; KUSTRIN; MORTON, 2018).

Os ácidos fenólicos conferem propriedades antioxidantes tanto para os alimentos como para o organismo, sendo, indicados para o tratamento e prevenção do câncer, doenças cardiovasculares, agem como anti-inflamatórios, antibacterianos, atividades antiproliferativa e antioxidante e outras doenças (SOARES, 2002; CHANDRASEKARA, 2018), pois são capazes de prevenir os

efeitos nocivos do estresse oxidativo e agir como catadores de radicais livres ou agentes quelantes de metais. Eles são um grande grupo de compostos fenólicos pertencentes à família dos não flavonoides (AGATONOVIC-KUSTRIN; KUSTRIN; MORTON, 2018).

3.5 Déficit hídrico

O estresse ambiental restringe severamente a distribuição geográfica das plantas. Em particular, o déficit hídrico é um dos principais problemas enfrentado pela agricultura, pois limita o crescimento e a produtividade das culturas em escala global. Dessa forma, a capacidade das plantas em tolerar esse estresse é de imensa importância econômica (VAN HEERDEN; LAURIE, 2008; WANI *et al.*, 2013).

A falta de água reduz o potencial de água do solo, alterando a disponibilidade dos nutrientes. Além disso, afeta diretamente a transpiração, fotossíntese, temperatura foliar, abertura estomática, acúmulo de solutos e o metabolismo antioxidante e, conseqüentemente, o desenvolvimento e rendimento das culturas (SILVA *et al.*, 2002; VAN HEERDEN; LAURIE, 2008; MANTOVANI *et al.*, 2013; CHAVES *et al.*, 2016).

Plantas que passam por adversidades, desencadeados por estresses abióticos acumulam osmólitos, como os carboidratos prolinas, álcoois de açúcar, poliamina, glicina betaína, aminoácidos e trealose (WANI *et al.*, 2013; YI *et al.* 2016; MBINDA *et al.* 2018). Segundo Wani *et al.* (2013), essas moléculas orgânicas são acumuladas nas células e equilibram a diferença osmótica entre o entorno da célula e o citosol, evitando a desnaturação das proteínas e membranas celulares, além de aumentarem a capacidade das células de reterem água sem perturbar as funções celulares normais. Esses compostos orgânicos são conhecidos como osmoprotetores ou solutos compatíveis e possuem baixo peso molecular e são moléculas neutras não tóxicas para a célula (SILVA *et al.*, 2002; SHAO *et al.* 2008; CHAVES *et al.*, 2016). Os compostos fenólicos e carotenoides também conferem proteção às plantas sob condições de estresse, em virtude de sua atuação como antioxidantes, capazes de sequestrar radicais livres e quelar metais de transição, evitando danos às moléculas biológicas (ANGELO; JORGE, 2007; ANJUM *et al.*, 2011).

Em situação de déficit hídrico em desenvolvimento lento, ou seja, quando o potencial hídrico do solo se torna limitado durante um longo período, as plantas podem escapar da desidratação encurtando seu ciclo de vida. Por outro lado, quando a desidratação ocorre rapidamente, a planta pode ficar sem nenhuma reserva hídrica, nesse caso o estresse oxidativo gerado é potencialmente prejudicial ao aparato fotossintético, podendo causar prejuízos irreversíveis às plantas (CHAVES; OLIVEIRA, 2004).

3.6 Comportamento da taxa fotossintética em resposta ao déficit hídrico

O desempenho fotossintético das plantas é muito sensível ao déficit hídrico. Quando o suprimento de água é limitado, ocorre a sinalização para a biossíntese de ácido abscísico (ABA), o qual, por sua vez, regula a abertura estomática, visando evitar a perda de água, o que limita a assimilação de CO₂ na etapa bioquímica da fotossíntese (CHAVES *et al.*, 2002; YOOYONGWECH *et al.*, 2013).

O déficit hídrico reduz o potencial de água da planta e a turgescência celular, o que desencadeia uma série de eventos no aparato fotossintético, iniciando com a diminuição da atividade fotossintética devido ao fechamento estomático ou a redução da atividade das enzimas fotossintéticas. Dessa forma, a perda da água é amenizada pela regulação da transpiração, no entanto, inevitavelmente, reduz a disponibilidade de CO₂ no cloroplasto, levando à limitação das trocas gasosas. (CHAVES *et al.*, 2002; SHAO *et al.*, 2008; YI *et al.*, 2016). Em condições de estresse severo, pode resultar em parada fotossintética, perturbação do metabolismo e, finalmente, morte da planta (SHAO *et al.*, 2008).

A limitação na assimilação de CO₂ pode levar a um desequilíbrio entre a atividade fotoquímica no fotossistema II (FSII) e a necessidade de elétrons para a fotossíntese, levando as plantas a serem expostas ao excesso de energia. O excesso de energia é potencialmente prejudicial para os centros de reação do FSII devido à super-redução da cadeia de elétrons fotossintética aumentando a produção de espécies reativas de oxigênio (EROS) (YI *et al.*, 2016).

A produção de espécies reativas de oxigênio (EROS) resulta em danos as membranas por peroxidação lipídica e, conseqüentemente, ao DNA e RNA, além da oxidação de proteínas, lipídios e inibição enzimática, provocando ativação da morte

celular programada (PYNGROPE *et al.*, 2013; YI *et al.* 2016). De acordo com esses autores, as EROS são compreendidos pelos radicais de hidroxila (HO^\bullet), peróxido de hidrogênio (H_2O_2), ânions superóxido ($\text{O}_2^{\bullet-}$) e oxigênio singlete ($^1\text{O}_2$), que são produzidos em diferentes compartimentos celulares com mobilidades variadas.

A capacidade de dissipação de energia e proteção metabólica (induzida ou constitutiva) contra os efeitos nocivos das EROS é um elemento chave para o sucesso de plantas sob déficit hídrico (CHAVES; OLIVEIRA 2004; BATISTA *et al.*, 2015).

Para conter o estresse oxidativo, as plantas dispõem de sistemas de defesa antioxidantes, dividido em compostos enzimáticos [superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e peroxidase (POD)]; e compostos não enzimáticos (glutathione, carotenóides, ascorbato, tocoferol, ubiquinol, ácido úrico e ácido lipóico) que fornecem maquinaria altamente eficiente para a desintoxicação de $\text{O}_2^{\bullet-}$ e H_2O_2 . Além disso, alguns osmólitos como a prolina e a glicina-betaína contribuem para a estabilização de estruturas subcelulares (como proteínas e membranas), capturando EROS e tamponando o potencial redox celular sob condições de estresse (YI *et al.*, 2016; MBINDA *et al.*, 2018).

Segundo Bettaieb *et al.* (2011), os compostos fenólicos são produzidos quando o metabolismo aeróbico ou fotossintético é prejudicado por algum tipo de estresse, participando na defesa contra as EROS. Portanto, plantas sob déficit hídrico podem apresentar maiores teores de polifenóis e compostos fenólicos, os quais conferem resistência aos estresses (HURA *et al.*, 2009; AKULA; RAVISHANKAR, 2011).

3.7 A atenuação de estresse com reguladores vegetais

O emprego de reguladores vegetais tem aumentado nos últimos anos como técnica agrônômica para potencializar as produções em diversas culturas. Os hormônios vegetais atuam como precursores químicos, sendo originados em células ou tecidos, formando compostos orgânicos que promovem os processos celulares no local da síntese ou em outras partes da planta (RODRIGUES; FIOREZE, 2015).

A ação entre o hormônio e seu receptor ocorre em sítios específicos, em concentrações extremamente baixas, resultando em vários processos fisiológicos,

de modo a inibir ou modificar o crescimento e desenvolvimento da planta. Os hormônios vegetais desempenham funções extremamente importantes nas respostas das plantas aos estresses abióticos (ARORA *et al.*, 2010; RODRIGUES; FIOREZE, 2015).

Atualmente, os grupos de hormônios mais conhecidos são auxinas, giberelinas, citocininas, ácido abscísico, etileno, brassinoesteroides, jasmonatos, ácido salicílico, poliaminas e estrigolactonas (ARORA *et al.*, 2010; RODRIGUES; FIOREZE, 2015; HOU *et al.*, 2017). Em especial o AJ e seus metabólitos, conhecidos coletivamente como jasmonatos, são sinalizadores vegetais derivados de lipídios. Os jasmonatos são originados a partir de vias de oxidação de lipídeos e são transformados em AJ (WASTERACK, 2007). Os Jasmonatos, incluindo o AJ e o MeJA, são uma família de compostos de ciclopentanona sintetizados a partir do ácido linolênico pela via octadecanóica (JUNG, 2004) sob múltiplas condições de estresse (tanto bióticas quanto abióticas) (AGRAWAL *et al.*, 2004; OLLAS; DODD, 2016).

Os jasmonatos em geral inibem o crescimento das plantas, assim como também promovem diversos processos, dado que pertencem a uma classe de regulador do crescimento das plantas, incluindo maturação de frutas, senescência, formação de tubérculos, enrolamento de gavinhas, formação de pólen e respostas relacionadas à defesa contra ferimentos mecânicos e por insetos e infecção por patógenos (UEDA; SANIEWSKI, 2006; NORASTEHNIA *et al.*, 2007).

O AJ e o MeJA estão envolvidos em vias de transdução de sinal nas respostas das plantas aos fatores de estresse ambiental. Portanto, a aplicação exógena de jasmonatos pode modular diversas respostas fisiológicas que levam ao aumento de resistência ao estresse abiótico (WALIA *et al.*, 2007). Ambos aplicados exogenamente levaram à diminuição da expressão de genes relacionados à fotossíntese, codificando, por exemplo, a subunidade pequena da ribulose-1,5-bisfosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco), redução da tradução e aumento da degradação da Rubisco e rápida perda de clorofila em folhas de cevada (JUNG, 2004).

O MeJA aciona respostas de defesa rápidas que exigem muita energia e, portanto, altera drasticamente os processos metabólicos em relação ao suprimento de energia. Na fase de resposta mais precoce, a fotossíntese é suprimida, enquanto

os recursos celulares são realocados para a biossíntese de metabólitos secundários e fatores reguladores relevantes, que geralmente ocorrem no citoplasma e no estroma do plastídio (CHEN *et al.*, 2015.)

Ghasemzadeh *et al.* (2016) avaliaram o efeito da aplicação exógena dos reguladores vegetais MeJA, AS (ácido salicílico) e ABA sobre a atividade da enzima PAL e os teores totais de compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas e β -caroteno em raízes de batata-doce cv. Garnet Yam. Dentre os reguladores testados, o MeJA resultou em maior atividade da PAL e nos maiores teores dos fitoquímicos analisados, aumentando, portanto, a atividade antioxidante do extrato obtido das raízes das plantas tratadas com MeJA. Houve também maior atividade anticâncer de mama no extrato das plantas tratadas com MeJA, tornando a aplicação deste regulador vegetal uma ferramenta para aumentar a qualidade da batata-doce como alimento funcional.

Anjum *et al.* (2011) avaliaram os efeitos da aplicação exógena de MeJA (50 μ M) em plantas de soja sob estresse hídrico. Nas plantas tratadas ocorreram aumentos substanciais na atividade de enzimas antioxidantes (superóxido dismutase, catalase e peroxidase), no teor de prolina e no potencial hídrico; com decréscimos simultâneos na peroxidação lipídica. Tais efeitos permitiram reduções menos drásticas na produção de grãos e no índice de colheita das plantas sob seca, sugerindo que o MeJA aumenta a tolerância das plantas ao estresse.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Local experimental

O experimento foi instalado na Universidade do Oeste Paulista (UNOESTE), na Área Experimental do Centro de Estudos em Ecofisiologia Vegetal do Oeste Paulista (CEVOP), em Presidente Prudente, Estado de São Paulo, Brasil (22°06'59.0"S 51°27'12.0"W; 402 m de altitude).

O experimento foi conduzido em casa de vegetação do tipo arco, com ambiente semi-controlado (temperatura e umidade), coberta com difusor de filme plástico transparente com espessura de 1000 microns, com 50% de capacidade de retenção de luz, conduzido entre novembro de 2018 a janeiro de 2019.

4.2 Design e tratamentos experimentais

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, arranjado em esquema fatorial 2 × 2, composto por dois níveis de irrigação (100% e 40% da capacidade de campo); e dois níveis do regulador vegetal MeJA (com e sem aplicação). Cada tratamento foi composto por 10 repetições, totalizando 40 vasos.

Dos 40 vasos, 24 foram separados para as avaliações fotossintéticas, bioquímicas, biométricas e de rendimento, os demais vasos foram utilizados para as avaliações do potencial hídrico foliar e de trocas gasosas na fase de reidratação das plantas de batata-doce.

4.3 Condições de cultivo

Foi utilizado uma mistura de solo Argissolo Vermelho-Amarelo distrófico (SANTOS, 2018) com substrato Carolina® - XVI, na proporção 2:1, respectivamente. O substrato Carolina® - XVI usado era composto por turfa, vermiculita e calcário.

O solo foi coletado da camada de 0 a 20 cm, desintegrado, seco ao ar, peneirado (4,0 mm) e determinado as seguintes propriedades químicas: pH (CaCl₂): 4,2; matéria orgânica: 3 g dm⁻³; P (resina): 3 mg dm⁻³; K: 1,36 mmol_c dm⁻³; Ca: 4,53

mmol_c dm⁻³; Mg: 3,26 mmol_c dm⁻³; S: 10,73 mg dm⁻³; B: 0,29 mg dm⁻³; Cu: 0,6 mg dm⁻³; Fe: 2,97 mg dm⁻³; Mn: 1,13 mg dm⁻³; Zn: 0,23 mg dm⁻³; acidez potencial (H + Al): 21,83 mmol_c dm⁻³; Al: 7,97 mmol_c dm⁻³; soma das bases: 9,15 mmol_c dm⁻³; capacidade de troca catiônica: 30,98 mmol_c dm⁻³; saturação por bases: 29,5%. Baseado nas análises químicas do solo, a saturação de base do solo foi aumentada para 70% (QUAGGIO *et al.*, 1985) por meio da adição de 750 mg dm⁻³ de calcário dolomítico (36% de CaCO₃ e 15,8% de MgCO₃). Em seguida, o solo foi encubado em vasos por 30 dias e mantido a umidade à 80% da capacidade de campo para permitir a reação.

Após o período de incubação, o solo foi seco ao ar durante sete dias e incorporado ao substrato Carolina em vasos de polipropileno com capacidade de 8 dm⁻³, forrados com manta de poliestireno para evitar a perda de solo.

4.4 Instalação e condução experimental

A fertilização foi realizada com o formulado da marca Fertimix na dosagem de 1g dm⁻³, o qual apresentava as seguintes proporções: 4% de N; 30% de P; 10% de K; 5,02% de Ca; 3,54% de S; 0,858% de B; 0,28% de Cu; 0,96% de Fe; 0,054% de Mn e 0,288% de Zn.

As ramas de batata-doce foram obtidas a partir de plantas matrizes da variedade Beauregard, com 20 ± 1 cm de comprimento, oriundas de uma lavoura comercial, localizada no município de Pirapozinho - SP. As ramas foram transplantadas para 60 vasos plásticos (uma videira por vaso), na profundidade de 10 cm, as quais foram cultivadas por um período de 5 semanas antes de submetê-las aos respectivos tratamentos, período este necessário para a aclimação e início da formação de raízes adventícias da planta na casa de vegetação.

Após o período inicial de aclimação, as plantas foram padronizadas quanto ao comprimento da rama (aproximadamente 40 ± 1 cm de comprimento) e número de folhas (aproximadamente 12 folhas por rama), escolhendo os 40 vasos mais homogêneos entre si para o início da imposição do déficit hídrico às plantas, os demais vasos foram descartados.

Após 4 semanas, foi realizada uma fertilização por cobertura com 0,42 mg dm⁻³ do formulado 20-05-20, da marca AGROADUBO o qual apresentava as seguintes proporções: 20% de N; 5% P; 20% K.

4.5 Imposição do déficit hídrico e aplicação do MeJA

A imposição do déficit hídrico foi iniciada aos 35 dias após o plantio das ramas nos vasos, coincidindo com o início da tuberização das raízes, através do método gravimétrico. Determinou-se o peso do vaso na capacidade de campo e realizou-se a pesagem diária e reposição da quantidade de água evapotranspirada para alcançar 40% da capacidade de campo. Os tratamentos controle foram mantidos com reposição diária de água de 100% da capacidade de campo.

O período de imposição do déficit hídrico foi de 9 dias. As aplicações do MeJA (Sigma ®) na concentração de 13 µM L⁻¹, o que foi determinado com base nos resultados de Gazemsadeh *et al.* (2016). A aplicação do MeJA foi realizada um dia antes e no quinto dia de imposição ao estresse. 50 mL da solução foram aplicados via foliar com o auxílio de um pulverizador manual. No final deste período, a irrigação das plantas sob déficit hídrico foi restaurada para 100% da capacidade de campo durante um período de 3 dias.

4.6 Variáveis avaliadas não destrutivas

4.6.1 Medições de trocas gasosas

Foram realizadas quatro avaliações, que iniciaram no 3º dia e repetidas no 6º e 9º dia da imposição do estresse. No 10º dia, houve a reidratação das plantas, com aferição no 12º dia visando avaliar a recuperação das plantas.

As avaliações de trocas gasosas foram realizadas por meio de um analisador portátil de gases infravermelhos (Infra Red Gas Analyzer - IRGA, Li-6400XTR, LiCor, EUA), entre a sexta e nona folha do ramo totalmente desenvolvida.

Foram determinadas as variáveis de taxa de assimilação de CO₂ expressa por área (A - µmol CO₂ m⁻² s⁻¹), condutância estomática (g_s - mol H₂O m⁻² s⁻¹), concentração interna de CO₂ na câmara subestomática (C_i - µmol CO₂ mol ar⁻¹),

transpiração (E - $\text{mmol H}_2\text{O H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Com esses dados, foram estimados a eficiência instantânea de carboxilação [EiC , (A/Ci - mol ar^{-1})] e eficiência de uso da água [EUA , (A/E - $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol}^{-1} \text{ H}_2\text{O}$)].

Para a câmara de amostragem do IRGA, a radiação fotossinteticamente ativa (PAR) foi padronizada para uma luz saturante artificial de $1200 \mu\text{mol}$ de fótons $\text{m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, e um ambiente de CO_2 de concentração foram estabelecidos $380 \pm 10 \mu\text{mol mol}^{-1}$. A umidade relativa média foi de 30% e a temperatura ambiente entre 30 e 35°C . As leituras foram realizadas em dias claros entre às 10:00H a.m. e 12:00H p.m.

4.7 Variáveis avaliadas destrutivas

4.7.1 Potencial hídrico foliar

Os dias das avaliações foram os mesmos descritos no item 4.6.1.

Para as análises deste parâmetro, foram utilizados 4 vasos de cada tratamento, sendo coletado 2 amostras de folhas de cada vaso da região entre a sexta e nona folha totalmente desenvolvida do ramo.

O potencial hídrico foliar (Ψ_h expresso em MPa) foi medido em câmara de pressão do tipo Scholander (modelo 1000, PMS Instruments, USA). A lâmina da folha foi inserida na câmara e sujeita a pressão crescente de um cilindro de CO_2 comprimido até ser visível a seiva livre no pecíolo fora da câmara. As medidas foram realizadas à 12:00H p.m.

4.8 Análises bioquímicas

4.8.1 Coleta de folhas ao final da imposição do estresse

Foram coletadas 3 folhas de cada vaso no 9° dia de imposição do estresse, entre a sexta e a nona folha totalmente desenvolvida do ramo (contando a partir do ápice) foram coletadas. O material foi identificado, embalado em papel alumínio e armazenado a -80°C até as análises.

Todas as análises foram realizadas em triplicata.

4.8.2 Extração de pigmentos fotossintéticos e antioxidante

Cem miligramas de tecido foliar fresco foram colocados em tubos de ensaio contendo 7 mL de DMSO e a clorofila foi extraída do fluido sem triturar a 65°C por incubação durante 30 min. O extrato líquido foi transferido para um tubo graduado até completar um volume total de 10 mL com DMSO (Hiscox e Israelstam, 1979).

Uma amostra de 3,0 mL do extrato de clorofila foi transferida para a cubeta, e os valores de 645, 663, 480, 435 e 415 nm foram lidos num espectrofotômetro contra uma ou um branco de DMSO. O teor de clorofila foi calculado seguindo a equação usada por Arnon (1949), e expressos em $\mu\text{g mL}^{-1}$:

$$\text{Clorofila } a = 12,70 \times (ABS_{663}) - 2,69 \times (ABS_{645})$$

$$\text{Clorofila } b = 22,90 \times (ABS_{645}) - 4,68 \times (ABS_{663})$$

$$\text{Clorofila } a + \text{Clorofila } b = 20,20 \times (ABS_{645}) + 8,02 \times (ABS_{663})$$

$$\text{Índice de Feofitinação} = (ABS_{435}) / (ABS_{415})$$

$$\text{Carotenoides} = \frac{(1000 \times (ABS_{480}) - 1,29 \times (\text{Clorofila } a) - 53,78 \times (\text{Clorofila } b))}{220}$$

As antocianinas foram determinadas de acordo com o método de Francis (1982), onde 1g de massa fresca foliar foi adicionado à solução extratora etanol 95% acidificada com HCl (1,5N) na proporção de 85:15. A leitura foi realizada em espectrofotômetro no comprimento de onda de 535nm. As antocianinas foram expressas em ($\mu\text{g } 100^{-1}$) e quantificadas conforme equação abaixo:

$$\text{Antocianinas} = \left(\frac{ABS_{535} \times V \times 10^3}{982 \times C \times m} \right) \times 1000$$

Onde, V = volume de extração (L), C = caminho óptico da cubeta (cm), m = massa da amostra (g).

A amostra homogeneizada (5 g) foi pesada em um balão de 125 mL envolvido com papel alumínio para proteger da luz e foi adicionado 50 mL de uma mistura de hexano/acetona/etanol (2:1:1, v/v/v) a solubilizar os carotenoides (SADLER *et al.*, 1990). As amostras foram agitadas durante 30 min, depois foram adicionados 10 mL de água destilada. Deixou-se a solução separar-se numa camada polar distinta (35 mL) e numa camada não polar (25 mL). Foi realizada a leitura em 450 nm utilizando espectrofotômetro. Desse modo, o teor de β -caroteno foi expresso em ($\mu\text{g g}^{-1}$) e determinado de acordo com a equação (CRAFT; SOARES Jr, 1992):

$$\beta\text{-caroteno} = \left(\frac{ABS_{450} \times V \times 10^6}{A_{1\text{cm}}^{1\%} \times M \times 100} \right)$$

Onde, β -caroteno = β -caroteno total; V = volume final da solução; $A_{1\text{cm}}^{1\%}$ = coeficiente de extinção ou coeficiente de absorvidade molar de um pigmento em um determinado solvente específico (2592 para o β -caroteno); M = massa da amostra tomada para a análise.

4.8.3 Determinação do índice de estabilidade de membranas

O índice de estabilidade de membrana celular (IEM) foi determinado indiretamente pela medida da condutividade elétrica, através de medições de dispersão de íons, segundo Rizhsky *et al.* (2002). Para esta avaliação, foram retirados cinco discos foliares de 9 mm de diâmetro de cada planta (repetição), os quais foram incubados em 5 mL de água destilada por 3 horas em temperatura ambiente. Após a incubação, a condutividade da solução de banho será medida por um condutímetro (modelo Micronal B331) e o valor obtido é referido como valor C1. Os discos foliares retornaram então a essa solução de banho, introduzidos em tubos fechados e incubados a 98°C por 25 minutos. Após resfriamento para a temperatura ambiente, a condutividade da solução de banho será medida novamente, referida como valor C2. Para cada medição, a dispersão de íons foi expressa como porcentagem de dispersão, segundo a fórmula:

$$\text{IEM (\%)} = [1 - (\text{valor C1} / \text{valor C2})] \times 100$$

4.8.4 Determinação do teor de malondialdeído (MDA)

O nível de peroxidação de lipídios será medido em termos de conteúdo de malondialdeído, usando a reação do ácido tiobarbitúrico (TBA), segundo metodologia de Heath e Packer (1968). Cem miligramas de tecidos foliares (sem a nervura central) serão pulverizados em almofariz e homogeneizados em solução 80:20 (v/v) etanol: água com 3 mL de volume final, seguido de centrifugação a 3000 g por 10 minutos. Um mL do extrato será colocado em um tubo de micro centrífuga de 15 mL e misturado a mais um mL de solução de TCA 20% (p/v) (ácido tricloroacético) e 0,65% (p/v) de TBA. As amostras serão então misturadas vigorosamente e incubadas a 100°C por 25 minutos, e em seguida transferidas para gelo e centrifugadas a 3000 g por 10 minutos. As absorbâncias são lidas nos comprimentos de onda 532nm e 600nm. O ensaio foi realizado em triplicata e os valores expressos em nanomol de MDA por grama de massa fresca (nmol.g MF⁻¹). Equivalentes de MDA foram calculados pela seguinte fórmula:

$$\text{Equivalentes de MDA (nmol } g^{-1}\text{)} = [(ABS_{532} - ABS_{600}) / 155000] \times 10^3$$

4.8.5 Teor de prolina foliar

A prolina livre nos tecidos foliares foi extraída e analisada de acordo com o método de Bates *et al.* (1973). Em resumo, 100 mg de material fresco foram moídos com nitrogênio líquido em um almofariz. O pó homogeneizado foi misturado com 3 mL de ácido sulfosalicílico aquoso (3% p/v) e filtrado através de papel de filtro Whatman#1. A solução extraída foi feita reagir com um volume igual de ácido acético glacial e reagente de ninidrina (1,25 mg de ninidrina em 30 mL de ácido acético glacial e 20 mL de 6M H₃PO₄) e incubada a 95° C durante 1 h. A reação foi terminada colocando o recipiente em um banho de gelo. A mistura reacional foi misturada vigorosamente com 2 mL de tolueno. Após arrefecimento a 25° C, o

cromóforo foi medido a 520 nm em um espectrofotômetro utilizando L-prolina como padrão e os valores expressos em $\mu\text{mol g}^{-1}$ MF. Como referência, foi utilizado uma reta padrão com L-prolina.

4.8.6 Teor de compostos polifenóis e flavonoides totais nas folhas e raízes

As determinações do teor de compostos fenólicos totais, flavonoides totais foram realizados a partir da obtenção do extrato hidroalcoólico. As folhas de *Ipomoea batatas* em cada tratamento foram secas em estufa a 60°C e trituradas em liquidificador. Uma massa de 50 g de folhas secas e trituradas foi submetida à extração com 1,5 L de etanol 70°GL durante um período de 24 horas, sob temperatura ambiente e abrigo da luz. O processo de maceração e filtração do sobrenadante foi realizado em três etapas e após 30 minutos de maceração foi retirado apenas o solvente, mantendo-se a massa de folhas, repondo o solvente após completa filtração (mantendo sempre a massa de folhas úmida). Os extratos brutos obtidos foram reunidos e concentrados por evaporação à vácuo, sendo em seguida obtido o extrato bruto hidroalcoólico seco, após secagem em estufa de circulação de ar à 30°C (SIMÕES *et al.*, 2007).

A concentração de polifenóis totais dos extratos foi analisada de acordo com o método de *Folin-Ciocalteu* (STAGOS *et al.*, 2012). O procedimento foi realizado em tubos de ensaio com capacidade de 3,0 mL. Um volume de 25 μL das soluções testes foi misturado a 125 μL do reagente *Folin-Ciocalteu* e 1250 μL de água destilada. Os tubos homogeneizados ficaram em descanso por 3 min e em seguida foi adicionado 350 μL de solução de carbonato de sódio 25% (m/v) e 750 μL de água destilada. Os tubos de ensaio foram agitados e mantidos no escuro à temperatura ambiente por 1 hora. Decorrido o tempo, a absorbância foi determinada a 765 nm, utilizando espectrofotômetro.

O teor de polifenóis totais foi determinado por interpolação da absorbância das amostras na curva analítica construída com padrão de ácido gálico. Para a elaboração da curva analítica, foi utilizado o ácido gálico nas concentrações de 25 a 500 $\mu\text{g mL}^{-1}$ diluído em álcool etílico absoluto. As concentrações de polifenóis foram expressas em $\mu\text{g mL}^{-1}$ de equivalentes de ácido gálico. As análises foram realizadas em triplicata

O doseamento de flavonoides foi realizado de acordo com Yao *et al.* (2013). Para quantificar o teor de flavonoides totais nas folhas de *Ipomoea batatas*, foi adicionada em tubo de ensaio uma alíquota de 100 μL do extrato junto com 400 μL de álcool 70% e 50 μL de NaNO_2 5%. Após 6 minutos foi acrescentado 50 μL da solução cloreto de alumínio (AlCl_3) 10%, 300 μL de NaOH (1 M) e 100 μL de água destilada. A leitura foi realizada em espectrofotômetro a 510 nm e o branco utilizado continha todos os reagentes exceto a amostra.

Para a elaboração da curva analítica, utilizou-se rutina diluída em álcool etílico absoluto nas concentrações de 25 a 500 $\mu\text{g mL}^{-1}$. As concentrações de flavonoides foram expressas em $\mu\text{g mL}^{-1}$ de equivalentes de rutina. As análises foram realizadas em triplicata.

4.8.7 Atividade da enzima fenilalanina amônia liase (PAL, EC 4.3.1.5)

Foi pesado 1,0 g de folhas frescas, as quais foram colocadas no almofariz, sendo acrescentado 50 mg de PVPP e aproximadamente 10 mL de nitrogênio líquido. As folhas foram maceradas com o auxílio de um pistilo e imediatamente acrescentados 3 mL da solução-tampão TRIS (0,5 M pH 8,5), contendo 1 mL de EDTA (1 mmol L^{-1}). A mistura foi homogeneizada e, em seguida, posta para centrifugar por 10 minutos, a 10.000 rpm a 4°C. O sobrenadante foi transferido para microtubos e procedeu-se a avaliação da atividade enzimática (BEZERRA NETO; BARRETO, 2006).

Pipetou-se 500 μL do extrato enzimático para tubos de ensaio e acrescentando-se 2,0 mL de solução tampão TRIS-EDTA (0,5 M, pH 8,5), e 500 μL de solução de fenilalanina (30 μM), incubando-se em banho-maria a 40°C, por 1 hora. O branco foi preparado usando-se água destilada em vez da fenilalanina para cada tratamento testado. Após a incubação, os tubos foram transferidos imediatamente para banho de gelo, com o objetivo de encerrar a reação por 5 minutos. As leituras espectrofotométricas foram realizadas a 290 nm. As análises foram realizadas em triplicata. A atividade da enzima foi então calculada pela expressão (ZUCKER, 1965):

$$\text{kat } s^{-1}\text{mg}^{-1} \text{ prot} = \left(\frac{\Delta E}{\text{prot (mg)} \times t \text{ (s)}} \times 3 \cdot 10^{-4} \right) \times 1000$$

Onde, ΔE = variação da extinção; prot (mg) = Bradford e t (s) = tempo de reação (em segundos).

4.9 Biomassa particionada

No 9º dia de imposição do estresse, as plantas foram separadas em parte aérea (folhas e hastes), e raiz (adventícias e tuberosas). As raízes que apresentaram diâmetro igual ou superior a 5mm foram assumidas como raízes tuberosas (VILLORDON *et al.*, 2009).

A área foliar (cm²) foi mensurada por meio de um medidor portátil de área (modelo LI - 3000A, LI-COR, USA).

A partir da separação morfológica da planta, foi determinado o número de raízes tuberosas e diâmetro das raízes tuberosas (mm) com auxílio de um paquímetro digital.

Posteriormente, o material foi colocado em estufa com circulação de ar a 65°C por 72 horas para mensuração das massas secas de parte aérea e radicular, expressas em g planta⁻¹.

4.10 Análise estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F ($p \leq 0,05$). Quando significativos, as variáveis foram submetidas ao teste de Tukey ($p < 0,05$). Foi calculado a correlação de Pearson ($p < 0,05$) com as comparações múltiplas à 1% de probabilidade através do pacote Corrplot. A análise estatística dos dados foi por meio de rotinas desenvolvidas no software R (R CORE TEAM, 2019).

5 RESULTADOS

5.1 Respostas de trocas gasosas

Aos 3, 6 e 9º dias de imposição do estresse, todas as variáveis de trocas gasosas avaliadas apresentaram efeito isolado para a Irrigação (Tabela 1). Nesses mesmos dias de imposição do estresse, houve efeito isolado para o MeJA nas variáveis de fotossíntese (*A*) e concentração interna de CO₂ (*Ci*). A transpiração (*E*) mostrou efeito isolado somente no 6 e 9º dia de imposição do estresse.

Para a eficiência instantânea de carboxilação (*EiC*) foi verificado interação aos 3 e 6º dias de imposição do estresse. Foi detectado interação somente no 6º dia de imposição do estresse para a eficiência do uso da água (*EUA*).

Durante a fase de recuperação, a *A*, *E* e *EiC* apresentaram interação. A *gs*, *Ci* e Ψ_h mostraram efeito isolado para a Irrigação (Tabela 1).

Tabela 1. Resumo da análise de variância para a taxa de assimilação de CO₂ (*A*), condutância estomática (*gs*), concentração interna de CO₂ na câmara subestomática (*Ci*), taxa de transpiração (*E*), eficiência instantânea de carboxilação (*EiC*), eficiência do uso da água (*EUA*) e potencial hídrico da folha (Ψ_h) de plantas de batata-doce submetidas ao estresse hídrico e aplicação de MeJA.

Dias de estresse	Fonte de variação	<i>A</i>	<i>gs</i>	<i>Ci</i>	<i>E</i>	<i>EiC</i>	<i>EUA</i>	Ψ_h
3	Irrigação	***	***	***	***	***	**	*
	MeJA	*	ns	***	ns	**	ns	ns
	Interação	ns	ns	ns	ns	*	ns	ns
6	Irrigação	***	***	***	***	***	***	***
	MeJA	***	ns	**	***	***	*	ns
	Interação	ns	ns	ns	ns	*	*	ns
9	Irrigação	***	***	***	***	***	*	*
	MeJA	***	ns	***	**	***	*	ns
	Interação	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Recuperação 12	Irrigação	***	***	*	***	***	ns	*
	MeJA	ns	ns	ns	*	ns	ns	ns
	Interação	***	ns	ns	***	***	ns	ns

^{ns}, não significativo; *, $p < 0.05$; **, $p < 0.01$; ***, $p < 0.001$

O déficit hídrico reduziu os valores de *A*, *gs*, *Ci* e *E* em todos os dias de avaliação (Tabela 2). As plantas tratadas com MeJA mostraram menores valores de *A*, o que resultou em decréscimos de 15, 22 e 30% aos 3, 6 e 9 dias de imposição

do estresse, respectivamente. Por outro lado, a concentração interna de CO₂ apresentou comportamento inverso à taxa de assimilação de CO₂, o que levou à acréscimos de 15, 9 e 4%. A *gs* e a *E* não apresentaram diferença estatística com a aplicação do MeJA no 3º dia de imposição do estresse, enquanto aos 6 e 9 dias foram verificados menores valores de *E* nas plantas tratadas, sendo na ordem de 18% para ambos os dias, porém sem variação da *gs* (Tabela 2).

Tabela 2. Taxa de assimilação de CO₂ (*A*), condutância estomática (*gs*), concentração interna de CO₂ na câmara subestomática (*Ci*) e taxa de transpiração (*E*) em plantas de batata-doce submetidas ao estresse hídrico e aplicação de MeJA.

Dias de estresse			<i>A</i> ($\mu\text{mol CO}_2$ $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	<i>gs</i> ($\mu\text{mol CO}_2$ $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	<i>Ci</i> ($\mu\text{mol CO}_2$ mol ar^{-1})	<i>E</i> ($\text{mmol H}_2\text{O}$ $\text{H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$)
3	Irrigação	100%	23,71a	0,79a	373,28a	11,06a
		40%	0,81b	0,02b	304,01b	0,63b
	MeJA	0 μM	13,23a	0,42	315,09b	5,98
		13 μM	11,29b	0,39	362,20a	5,72
		CV% =	17,66%	27,44%	8,19%	11,62%
6	Irrigação	100%	27,42a	0,78a	353,20a	9,10a
		40%	2,56b	0,07b	298,35b	1,23b
	MeJA	0 μM	16,83a	0,47	312,14b	5,68a
		13 μM	13,14b	0,38	339,41a	4,65b
		CV% =	8,92%	25,80%	6,93%	13,35%
9	Irrigação	100%	22,18a	0,67a	315,06a	9,28a
		40%	3,30b	0,05b	292,00b	0,89b
	MeJA	0 μM	15,00a	0,44	297,00b	5,58a
		13 μM	10,47b	0,27	310,06a	4,59b
		CV% =	19,57%	25,37%	8,40%	16,66%

Coeficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

Após a imposição do estresse, as plantas foram reidratadas (fase de recuperação). Nas plantas sob déficit hídrico e com aplicação de MeJA foram verificados maiores valores de *A* e *E* em relação às plantas não tratadas (Tabela 3). A *gs* e *Ci*, mesmo após a reidratação, apresentaram menores valores nas plantas que estavam sob estresse hídrico quando comparadas às plantas controle (Tabela 3).

Tabela 3. Taxa de assimilação de CO₂ (*A*), condutância estomática (*gs*), concentração interna de CO₂ na câmara subestomática (*Ci*) e taxa de transpiração (*E*) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA após recuperação da hidratação.

	<i>A</i> (<i>A/Ci</i> - mol ar ⁻¹)			<i>gs</i> (<i>A/E</i> - μmol CO ₂ mmol ⁻¹ H ₂ O)		
	MeJA		Média	MeJA		Média
	0 μM	13 μM		0 μM	13 μM	
100%	26,75Aa	20,18Ba	23,47	0,83	0,69	0,76a
40%	15,97Bb	19,09Aa	17,53	0,39	0,52	0,45b
Média	21,36	19,64		0,61	0,61	
CV% =	24,06%			37,42%		
	<i>Ci</i> (μmol CO ₂ mol ar ⁻¹)			<i>E</i> (mmol H ₂ O H ₂ O m ⁻² s ⁻¹)		
	MeJA		Média	MeJA		Média
	0 μM	13 μM		0 μM	13 μM	
100%	326,30	327,34	326,82a	10,37Aa	7,97Ba	9,17
40%	309,24	317,36	313,30b	6,05Bb	7,15Aa	6,60
Média	317,77	322,35		8,21	7,56	
CV% =	13,84%			28,40%		

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

Na avaliação realizada aos 6º dias de imposição de estresse, a aplicação de MeJA resultou em diminuição da *EiC* das plantas de batata-doce, tanto na condição de boa hidratação como sob déficit hídrico (Tabela 4). Porém, na avaliação realizada aos 9º dias foram observados efeitos isolados da irrigação e aplicação de MeJA, com menores valores de *EiC* nas plantas sob estresse e com aplicação de MeJA.

Na fase de recuperação, as plantas sob estresse hídrico sem aplicação de MeJA não apresentaram diferenças na *EiC* em relação às plantas controle bem hidratadas. Já as plantas tratadas com MeJA apresentaram aumento da *EiC* em relação às plantas controle (Tabela 4).

Em relação à *EUA*, verificou-se que aos 3º dias de imposição do estresse, as plantas sob déficit hídrico apresentaram redução de 61% *EUA*. Aos 6º dias de imposição de estresse houve redução da *EUA* nas plantas sob déficit hídrico e aplicação de MeJA em relação às plantas não tratadas, o que não se repetiu na avaliação realizada aos 9 dias, onde não houve variação da *EUA* em resposta ao MeJA, tanto em plantas controle como em plantas sob estresse hídrico (Tabela 4).

Tabela 4. Eficiência intrínseca da carboxilação (*EiC*) e eficiência do uso da água (*EUA*) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Dias de estresse		<i>EiC</i> (<i>A/Ci</i> - mol ar ⁻¹)			<i>EUA</i> (<i>A/E</i> - μmol CO ₂ mmol ⁻¹ H ₂ O)		
		MeJA		Média	MeJA		Média
		0 μM	13 μM		0 μM	13 μM	
3	100%	0,07Aa	0,06Ba	0,06	2,25	2,04	2,14a
	40%	0,00Ab	0,00Ab	0,00	1,04	1,16	1,10b
	Média	0,04	0,03		1,65	1,60	
	CV% =	24,06%			37,42%		
6	100%	0,09Aa	0,06Ba	0,07	3,03Aa	3,05Aa	3,04
	40%	0,01Ab	0,00Bb	0,01	2,85Aa	1,38Bb	2,11
	Média	0,05	0,03		2,94	2,21	
	CV% =	13,84%			28,40%		
9	100%	0,08	0,05	0,07a	2,57	2,27	2,42b
	40%	0,02	0,00	0,01b	4,70	2,67	3,68a
	Média	0,05A	0,03B		3,63A	2,47B	
	CV% =	27,11%			33,53%		
Recuperação 12	100%	0,08Aa	0,06Ba	0,07	2,58	2,53	2,56
	40%	0,05Ab	0,06Aa	0,05	2,65	2,66	2,65
	Média	0,06	0,06		2,62	2,59	
	CV% =	17,12%			12,31%		

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

Houve redução do potencial hídrico foliar nas plantas de batata-doce sob estresse hídrico em todos os dias de avaliação (3, 6 e 9º dias de imposição do estresse), quando não aplicado o MeJA (Tabela 5). O mesmo comportamento foi observado quando realizado a reidratação das plantas, sendo que as plantas sob estresse continuaram apresentando valor mais negativo de potencial hídrico em relação às plantas controle bem hidratadas, sem a interferência do MeJA.

Tabela 5. Potencial hídrico (Ψ_h) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Dias de estresse			Ψ_h (MPa)
3	Irrigação	100%	-0,55a
		40%	-0,90b
	MeJA	0 μ M	-0,73
		13 μ M	-0,71
		CV% =	22,00%
6	Irrigação	100%	-0,50a
		40%	-0,94b
	MeJA	0 μ M	-0,69
		13 μ M	-0,75
		CV% =	20,35%
9	Irrigação	100%	-0,52a
		40%	-0,92b
	MeJA	0 μ M	-0,71
		13 μ M	-0,73
		CV% =	19,75%
Recuperação 12	Irrigação	100%	-0,52a
		40%	-0,66b
	MeJA	0 μ M	-0,60
		13 μ M	-0,58
		CV% =	23,12%

Coeficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

5.2 Respostas bioquímicas

Conforme evidenciado na Tabela 6, houve interação entre a irrigação e a aplicação de MeJA para todas as variáveis bioquímicas.

Tabela 6. Resumo da análise de variância para clorofila a (Cl *a*), clorofila b (Cl *b*), clorofila total (Cl total), carotenoides (CAR), índice de feofitinação (IDF), total de antocianina (TA), β -caroteno folha (β -car folha), β -caroteno raiz (β -car raiz), índice de estabilidade de membrana (IEM), determinação do teor de malondialdeído (MDA), prolina, total de fenólicos na folha (TPF), total de fenólicos na raiz (TPR), totais de flavonoides na folha (TFF) e totais de flavonoides na raiz (TFR) e atividade da enzima fenilalanina amônia liase (PAL) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Fontes de variação	Cl <i>a</i>	Cl <i>b</i>	Cl total	CAR	IDF	TA	β -car folha	β -car raiz
Irrigação	***	***	***	***	***	***	***	***
MeJA	***	***	***	***	***	***	ns	***
Interação	***	***	***	***	***	***	***	***

	IEM	MDA	Prolina	TPF	TPR	TFF	TFR	PAL
Irrigação	***	***	***	***	***	***	***	***
MeJA	***	***	***	***	***	***	***	***
Interação	***	***	***	***	***	***	***	***

^{ns}, não significativo; *, $p < 0,05$; **, $p < 0,01$; ***, $p < 0,001$.

As plantas de batata-doce sob estresse hídrico apresentaram reduções nos teores de clorofilas (*a*, *b* e total), carotenóides, antocianinas. O tratamento com MeJA não foi capaz de impedir essas reduções nos teores de pigmentos. Como consequência, houve aumento do índice de feofitinação (ID) em resposta à aplicação de MeJA, tanto em plantas controle como nas plantas sob estresse. Porém, em relação às antocianinas houve um efeito contrário, ou seja, a aplicação de MeJA resultou em maiores teores, tanto em plantas controle como nas plantas sob estresse (Tabela 7).

Não houve diferença quanto ao teor foliar de beta caroteno entre as plantas controle e estressadas, quando não houve aplicação de MeJA. Porém, nas plantas sob estresse hídrico e aplicação de MeJA houve um aumento de 12% no teor de beta-caroteno em relação às plantas não tratadas (Tabela 7).

Houve aumento nos teores de beta-caroteno na raiz em resposta ao estresse hídrico, sendo que as plantas tratadas com MeJA, em ambas as condições de irrigação, apresentaram maiores valores do que as plantas controle (Tabela 7).

Tabela 7. Clorofila a (Cl a), clorofila b (Cl b), clorofila total, carotenoides (CAR), índice de feofitinação (IDF), total de antocianina (TA), β -caroteno folha (β -car folha) e β -caroteno raiz (β -car raiz) em plantas de batata-doce submetidas à deficiência hídrica e aplicação de MeJA.

Irrigação	MeJA		MeJA		MeJA		MeJA	
	0 μ M	13 μ M	0 μ M	13 μ M	0 μ M	13 μ M	0 μ M	13 μ M
	Cl a (μ g mL ⁻¹)		Cl b (μ g mL ⁻¹)		Cl total (μ g mL ⁻¹)		Car (μ g mL ⁻¹)	
100%	13,20Aa	12,06Ba	4,57Aa	4,60Aa	17,77Aa	16,66Ba	2,51Aa	1,78Ba
40%	8,22Ab	7,31Bb	2,86Ab	2,72Bb	11,08Ab	10,04Bb	1,68Ab	1,63Bb
CV% =	0,06%		0,83%		0,18%		0,78%	
	IDF (μ g mL ⁻¹)		TA (μ g mL ⁻¹)		β -car da folha (μ g g ⁻¹)		β -car da raiz (μ g g ⁻¹)	
100%	1,38Ba	1,40Aa	9,48Ba	10,32Aa	0,24Aa	0,21Bb	13,56Bb	28,51Ab
40%	1,35Bb	1,37Ab	7,19Bb	7,88Ab	0,24Ba	0,27Aa	43,20Ba	46,98Aa
CV% =	0,07%		0,38%		5,76%		7,15%	

Coeficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

O estresse hídrico causou danos às membranas celulares, evidenciado pelos menores valores do IEM. Porém, a aplicação de MeJA resultou em aumentos no IEM tanto em plantas controle (sem MeJA) como nas plantas tratadas com o regulador (Tabela 8). Já o teor de malondialdeído (MDA) foi maior nas plantas sob estresse hídrico, independentemente da aplicação de MeJA. Porém, a aplicação de MeJA resultou em menores valores de MDA, tanto em plantas controle como em plantas sob estresse hídrico (Tabela 8).

Sob estresse hídrico, houve aumento do teor de prolina nas plantas, sendo na ordem de 351% (sem o MeJA) e 137% (com MeJA) em relação às plantas controle bem hidratadas. Em resposta à aplicação de MeJA, tanto as plantas controle como as plantas estressadas aumentaram a produção de prolina (Tabela 8).

Tabela 8. Índice de estabilidade de membrana (IEM), teor de malondialdeído (MDA) e teor de prolina em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Irrigação	MeJA		MeJA		MeJA	
	0 μM	13 μM	0 μM	13 μM	0 μM	13 μM
	IEM (%)		MDA (nmol.g MF ⁻¹)		Prolina ($\mu\text{mol g}^{-1}$ MF)	
100%	88,61Ba	93,99Aa	0,52Ab	0,26Bb	3,87Bb	8,54Ab
40%	74,34Bb	77,93Ab	0,69Aa	0,32Ba	17,46Ba	20,25Aa
CV% =	20,12%		4,17%		0,72%	

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

Em relação aos teores de fenóis totais na folha (TPF) e na raiz (TPR) de batata-doce, o déficit hídrico aumentou em 12 e 27% (sem a aplicação de MeJA) e 26 e 11% (com a aplicação de MeJA), respectivamente, em relação às plantas cultivadas sob irrigação de 100% (Tabela 9). As plantas tratadas com MeJA tiveram maiores teores de TPF e TPR em relação às não tratadas, independentemente do regime hídrico.

O déficit hídrico aumentou os teores de flavonoides totais na folha (TFF) e na raiz (TFR) das plantas de batata-doce, tanto em plantas controle como naquelas tratadas com MeJA (Tabela 9). Na comparação dentro de cada nível de irrigação, verifica-se que a aplicação de MeJA aumentou o TFF e TFR tanto nas plantas controle (aumentos de 44 e 6%, respectivamente) como nas plantas sob déficit hídrico (aumentos de 5 e 24%, respectivamente)

Tabela 9. Teor de fenólicos totais na folha (TPF), teor de fenólicos totais na raiz (TPR), teor de flavonoides totais na folha (TFF) e teor de flavonoides na raiz (TFR) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Irrigação	MeJA		MeJA		MeJA		MeJA	
	0 μM	13 μM	0 μM	13 μM	0 μM	13 μM	0 μM	13 μM
	TPF ($\mu\text{g mL}^{-1}$)		TPR ($\mu\text{g mL}^{-1}$)		TFF ($\mu\text{g mL}^{-1}$)		TFR ($\mu\text{g mL}^{-1}$)	
100%	122,43Bb	129,94Ab	51,89Bb	68,54Ab	116,87Bb	167,74Ab	6,75Bb	7,14Ab
40%	137,50Ba	164,34Aa	66,12Ba	76,14Aa	213,62Ba	224,31Aa	28,22Ba	34,92Aa
CV% =	0,2%		0,5%		0,06%		1,03%	

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

A maior atividade da enzima fenilalanina amônia-liase (PAL) foi observada nas plantas sob déficit hídrico, tanto naquelas sem aplicação de MeJA como nas plantas tratadas com este regulador. Dentro de cada regime hídrico, observa-se que nas plantas sob condição de boa hidratação não houve alteração na atividade da PAL, porém nas plantas sob déficit hídrico a aplicação do MeJA aumentou em 145% na atividade desta enzima (Tabela 10).

Tabela 10. Atividade da enzima fenilalanina amônia liase (PAL) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Irrigação	MeJA	
	0 μ M	13 μ M
	PAL folha (kat s ⁻¹ mg ⁻¹ prot)	
100%	18,92Ab	23,17Ab
40%	28,12Ba	56,71Aa
CV% =	10,77%	

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

5.3 Produção de biomassa particionada

A área foliar (AF) e a massa seca da folha (MSF) mostraram efeito isolado para ambos os fatores de variação. O número das raízes tuberosas (NRT), diâmetro das raízes tuberosas (DRT), massa seca das hastes (MSH), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca das raízes tuberosas (MSRT) e massa seca total das raízes (MSTR) apresentaram efeito isolado para a Irrigação. Foi detectado efeito isolado para a massa seca das raízes adventícias (MSRA) para o MeJA (Tabela 11).

Tabela 11. Resumo da análise de variância para área foliar (AF), número das raízes tuberosas (NRT), diâmetro das raízes tuberosas (DRT), massa seca da folha (MSF), massa seca das hastes (MSH), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca das raízes tuberosas (MSRT), massa seca das raízes adventícias (MSRA), massa seca total das raízes (MSTR) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

Fontes de variação	AF	NRT	DRT	MSF	MSH	MSPAT	MSRT	MSRA	MSTR
Irrigação	***	*	***	***	***	***	***	ns	***
MeJA	*	ns	ns	**	ns	ns	ns	**	ns
Interação	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

^{ns}, não significativo; *, $p < 0,05$; **, $p < 0,01$; ***, $p < 0,001$

O déficit hídrico ocasionou reduções na AF, NRT e DRT. Sob o efeito da aplicação do MeJA, a área foliar registrou uma queda de 6% em relação as plantas não tratadas (Tabela 12).

Tabela 12. Área foliar (AF), número das raízes tuberosas (NRT) e diâmetro das raízes tuberosas (DRT) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

		AF (cm ²)	NRT (n° planta ⁻¹)	DRT (cm)
Irrigação	100%	5813,82a	19,75a	1,45a
	40%	2400,46b	17,45b	1,19b
MeJA	0 µM	4223,99a	19,15	1,35
	13 µM	3990,29b	18,05	1,30
	CV%=	8,02%	17,24%	17,00%

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

As plantas sob déficit hídrico apresentaram decréscimos de 49% para a MSF, 32% para MSH, 39% para a MSPAT, 28% para a MSRT e de 17% para a MSTR. A aplicação do MeJA reduziu a MSF em 12%. Em contraste, as plantas tratadas com MeJA mostraram maior produção de raízes adventícias (MSRA), sendo o incremento na ordem de 21% em relação às plantas do tratamento controle (Tabela 13).

Tabela 13. Massa seca da folha (MSF), massa seca das hastes (MSH), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca das raízes tuberosas (MSRT), massa seca das raízes adventícias (MSRA) e massa seca total das raízes (MSTR) em plantas de batata-doce submetidas à déficit hídrico e aplicação de MeJA.

		MSF (g planta ⁻¹)	MSH (g planta ⁻¹)	MSPAT (g planta ⁻¹)	MSRT (g planta ⁻¹)	MSRA (g planta ⁻¹)	MSTR (g planta ⁻¹)
Irrigação	100%	18,50a	25,70a	44,2a	67,36a	33,43	100,80a
	40%	9,50b	17,40b	26,9b	48,64b	35,45	84,10b
MeJA	0 µM	14,90a	22,30	37,90	61,05	31,23b	92,20
	13 µM	13,10b	20,80	33,90	54,96	37,64a	92,60
	CV%=	13,76%	19,26%	15,22%	22,57%	22,90%	16,49%

Coefficiente de variação (CV). Médias seguidas da mesma letra não diferem pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam as linhas, enquanto letras minúsculas comparam as colunas.

Na Figura 1, a maioria das variáveis apresentaram correlações significativas, demonstrando uma forte correlação positiva (valor de R maior que 0,8) na A com E e CI total; E com CI total, Ant, MSPAT e MSTR; CI total com Ant e MSPAT; Prolina com TPF e TFF; TPF com TFF e PAL folha e forte correlação negativa (valor de R maior que 0,8) entre A com Prolina, TPF e TFF; E com Prolina, TPF e TFF, CI total com Prolina, TPF e TFF; CAR com TFF; Prolina com MSPAT e TFF com MSPAT.

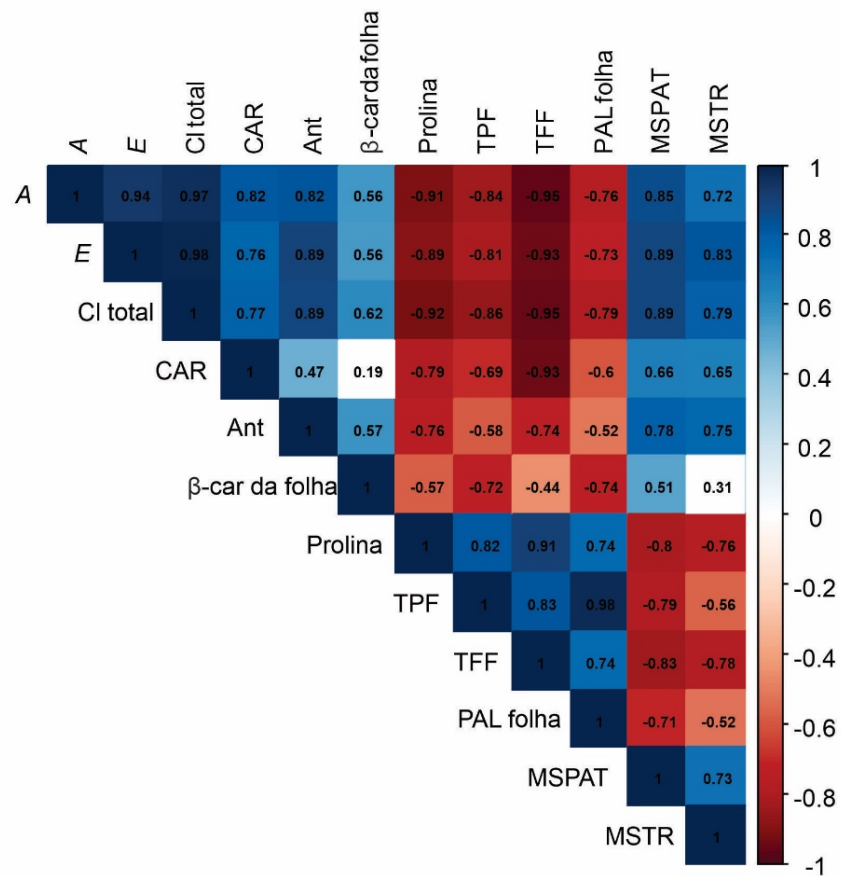


Figura 1. Correlação de Pearson entre as variáveis analisadas. Os quadrados que receberam a cor branca pertencem à categoria de valores não significativos. Taxa de assimilação de CO₂ (A), taxa de transpiração (E), clorofila total (CI total), carotenoides (CAR), antocianina (Ant), β-caroteno da folha (β-car da folha), fenóis totais da folha (TPF), flavonoides totais da folha (TFF), enzima fenilalanina amônia liase (PAL), massa seca da parte aérea total (MSPAT), massa seca total de raízes (MSTR).

6. DISCUSSÃO

6.1 Trocas gasosas e potencial hídrico

As variáveis A , g_s , C_i e E apresentaram redução sob déficit hídrico. Essa diminuição da g_s é um comportamento adaptativo da planta para evitar a desidratação do tecido foliar, o que pode ter impactado a A , C_i e E (Tabela 2). Resultados semelhantes foram observados por Gajanayake e Reddy (2016). Esses autores, estudando lâminas de irrigação baseadas na reposição da evapotranspiração (100, 60, 40 e 20%), verificaram reduções na A , g_s e E em plantas de batata-doce 'Beauregard'. Também houve reduções da E_iC nas plantas sob déficit hídrico (Tabela 3), sugerindo limitações acumulativas nas reações de carboxilação (SOUZA *et al.*, 2012), o que contribuiu para o decréscimo em A (Tabela 2).

Nas plantas com aplicação do MeJA, foram observadas reduções na A e E aos 6 e 9º dias de imposição de estresse, apesar da g_s não ter apresentado alteração. Como não foi detectada limitação estomática nas plantas quando tratadas com este regulador vegetal, a queda da A foi devida às limitações acumulativas nas reações de carboxilação, conforme verificado pela menor E_iC , exceto no 3º dia de imposição de estresse (Tabela 2 e 4). Segundo Jung (2004) e Springer *et al.* (2015), o JA e MeJA aplicados exogenamente levaram à diminuição da expressão de genes relacionados à fotossíntese, tal como o gene codificador da subunidade pequena da ribulose-1,5-bisfosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco). A redução da tradução e o aumento da degradação da Rubisco foram acompanhados por uma rápida perda de clorofila em folhas de cevada (WEIDHASE *et al.*, 1987).

Em relação ao estado hídrico das plantas, foi observada uma melhora da EUA nas plantas tratadas com MeJA a partir do 6º dia nas plantas sob condição normal de hidratação e no 9º dia nas plantas sob déficit hídrico independente do MeJA o que provavelmente se deve pelo fechamento dos estômatos, resultando em uma menor E . Porém, o aumento da EUA não foi o suficiente para melhorar o Ψ_h foliar (Tabela 2, 4 e 5).

As plantas reidratadas oriundas do déficit hídrico sob efeito do MeJA apresentaram maiores valores para A e E (Tabela 3), no entanto não foi observado o

mesmo comportamento nas plantas cultivadas sob irrigação de 100%. Esse comportamento revela que essa ação benéfica do MeJA ocorre somente em plantas sob déficit hídrico, o que pode estar atrelado ao aumento dos pigmentos antioxidantes (antocianinas e β -caroteno) e à produção de prolina e metabolitos antioxidantes (fenólicos e flavonóides), registrados no 9º dia de imposição do estresse (Tabela 7, 8 e 9).

6.2 Pigmentos fotossintéticos

Sob efeito do déficit hídrico, os conteúdos de Cl *a* e Cl *b* diminuíram de forma semelhante, o que refletiu no conteúdo de Cl total (Tabela 7). Tal comportamento foi verificado mesmo em plantas tratadas com o MeJA, o que corrobora com o aumento do índice de feofitinização (Tabela 7). O menor conteúdo de clorofilas e carotenoides prejudica a utilização e dissipação de energia luminosa, acarretando na redução da fotossíntese (Tabela 2). Tal resultado está em concordância com os observados em *Arabidopsis thaliana*, onde a aplicação de MeJA causou sintoma semelhante à senescência, devido ao grande declínio na fotossíntese e no conteúdo de clorofilas e um forte aumento no teor de antocianinas e na atividade de enzimas antioxidantes (JUNG, 2004). Segundo TSUCHIYA *et al.* (1999), o gene da clorofilase AtCLH1x é expressado em plantas de *Arabidopsis thaliana* tratadas com JA, levando a senescência e degradação de clorofilas.

O conteúdo de carotenoides nas folhas foi reduzido em função do déficit hídrico e aplicação do MeJA (Tabela 7). Nas plantas, os carotenoides atuam como absorvedores de luz em complexos de captação de luz e reguladores de estresse, impedindo danos causados pela produção em excesso de EROS (DIVYA *et al.*, 2018). Como supracitado, as reduções observadas no conteúdo das clorofilas e carotenoides (Tabela 7) nas plantas tratadas com MeJA em ambas condições de água no solo possivelmente não estão relacionadas ao estresse oxidativo, uma vez que as concentrações de MDA foram menores e o IEM foi maior, indicando maior integridade celular (Tabela 8). Tal resultado denota que a degradação dos pigmentos fotossintéticos foi devida à ação do MeJA.

6.3 Pigmentos antioxidantes

As antocianinas são pigmentos do tipo flavonoides responsáveis por cores como roxo, vermelho ou preto nas plantas (GHASEMZADEH *et al.*, 2016). A aplicação de MeJA aumentou o conteúdo de antocianinas em ambas condições de água no solo, o que corrobora com os resultados encontrados em batata-doce (GHASEMZADEH *et al.*, 2016) e em *Arabidopsis thaliana* (JUNG, 2004). Estas respostas mostram que o MeJA pode desencadear a expressão de genes de síntese de antocianinas em células não pigmentadas, causando um aumento no acúmulo total destes pigmentos. Foi verificado na batata-doce que o acúmulo de antocianinas nas folhas, caules e raízes exerceu papel antioxidante fundamental na supressão das EROS em plantas sob diferentes estresses abióticos (WANG *et al.*, 2013), o que corrobora com os resultados de IEM e MDA (Tabela 8), uma vez que sob aplicação do MeJA as plantas foram pouco afetadas pelas EROS. Em plantas de soja sob déficit hídrico, a aplicação de MeJA também potencializou a atividade antioxidante (ANJUM *et al.*, 2011). No entanto, apesar do aumento registrado no teor de antocianinas nas plantas sob déficit hídrico sem aplicação do MeJA, o estresse oxidativo não foi contido (Tabelas 7 e 8).

O β -caroteno é um pigmento de coloração alaranjada ao vermelho, abundante em plantas e frutos, pertencente à família dos carotenoides. À nível foliar, pode ser encontrado nos centros de reação dos fotossistemas exercendo papel fotoprotetor contra danos oxidativos (GUL *et al.*, 2015; JING *et al.* 2016). A maior concentração de β -caroteno nas folhas e nos tubérculos da batata-doce foram encontrados nas plantas sob déficit hídrico associado à aplicação do MeJA.

6.4 Estresse oxidativo

O IEM é uma variável que permite avaliar a integridade das membranas celulares como indicadora de estresse e o MDA (malondialdeído) é um dos biomarcadores mais utilizados para avaliar o estresse oxidativo, por ser um dos produtos secundários da peroxidação lipídica mais conhecidos (GROTTO *et al.* 2008). Sob a aplicação de MeJA é possível observar que houve maior IEM e

menores teores de MDA, indicando que as plantas tratadas com MeJA sofreram menores danos oxidativos em ambas condições de água no solo (Tabela 8).

A prolina é um pequeno aminoácido, uma molécula neutra sem toxicidade para as células, sintetizada rapidamente a partir da via do glutamato e/ou ornitina nas células vegetais exercendo papel fundamental no ajustamento osmótico (YI *et al.*, 2016; MBINDA *et al.*, 2016; YOOYONGWECH *et al.*, 2013). Sob déficit hídrico sem aplicação do MeJA foi observado um aumento no conteúdo de prolina, o que provavelmente se deve ao menor teor do Ψ_h foliar (Tabelas 5 e 8). As plantas sob déficit hídrico e aplicação de MeJA apresentaram um aumento acentuado no teor de prolina, o que resultou em menor MDA. Resultados semelhantes foram obtidos por Anjum *et al.* (2011) estudando os efeitos conjuntos do déficit hídrico e aplicação de MeJA (50 μM) na soja, onde foi verificado um aumento nos conteúdos de prolina e redução da peroxidação lipídica, tanto nas plantas controle como nas estressadas.

A enzima PAL desempenha um papel crucial na interface entre o metabolismo primário e secundário da planta, catalisando a desaminação da l-fenilalanina para formar ácido trans-cinâmico, o primeiro passo na via biossintética dos diferentes compostos fenólicos tais como flavonóides, antocianinas, ligninas e fitoalexinas (ZHANG; LIU, 2015; GHASEMZADEH *et al.*, 2016). O tratamento com MeJA resultou em maior atividade da PAL na batata-doce, aumentando a produção de antioxidantes não enzimáticos, tais como compostos fenólicos, flavonoides e antocianinas, principalmente nas plantas sob déficit hídrico (Tabelas 9 e 10), corroborando com a correlação positiva observada na Figura 1. Embora vários compostos de sinalização de estresse, incluindo óxido nítrico (NO), ácido salicílico (SA), cálcio (Ca^{2+}), peróxido de hidrogênio (H_2O_2), ácido abscísico (ABA) e jasmonatos (JA) tenham sido relatados como antioxidantes sob condições de estresse (FAROOQ *et al.*, 2009a, b), os jasmonatos têm um significado especial nesse sentido (Sasaki-Sekimoto *et al.*, 2005).

6.5 Produção de biomassa

As plantas cultivadas sob déficit hídrico apresentaram menores valores de AF, NRT, DRT, MSF, MSH, MSPAT, MSRT, MSRA e MSTR (Tabela 12 e 13). Essa redução da massa seca pode ser explicada devido à redução da *A*, conforme

observado na Figura 1, e, possivelmente, devido a menor mobilização de nutrientes ocasionado pela queda da E (Tabela 2). Resultados semelhantes foram encontrados por Yooyongwech *et al.* (2013) estudando 15 cultivares de batata-doce.

As plantas tratadas com MeJA apresentaram uma redução na AF e MSF, porém aumentaram a MSRA (Tabela 12 e 13), sugerindo que o carbono assimilado foi alocado para a produção de raízes adventícias em detrimento das raízes tuberosas, o que resultou em uma menor expansão das folhas. Segundo Fattorini *et al.* (2009), o AJ e o ácido indolbutírico estão envolvidos no sucesso da rizogênese e xilogênese em tabaco. O JA aplicado em estacas de ervilha aumentou a formação de raízes adventícias em plântulas competentes para o enraizamento (RASMUSSEN *et al.*, 2015). Em plantas de batata-doce, as raízes adventícias têm como principal função a fixação da planta no solo, absorção de água e sais minerais e síntese de hormônio (VILLORDON *et al.*, 2009). Na presença de déficit hídrico no solo, o maior impulso na formação de raízes adventícias em resposta ao MeJa pode ter sido um mecanismo colaborativo para que a planta pudesse otimizar a absorção de água.

7 CONCLUSÃO

A aplicação de MeJA nas plantas de batata-doce afetou a performance fotossintética, no entanto aumentou a produção de compostos fenólicos antioxidantes e prolina, demonstrando ser um regulador vegetal importante para a síntese de metabolitos secundários.

Os mecanismos de respostas avaliados mostraram que a severidade do déficit hídrico foi mais proeminente do que o efeito do MeJA. Dessa forma, o efeito positivo do MeJA na modulação dos metabolitos secundários não foi suficiente para atenuar o estresse causado pelo déficit hídrico, o que se refletiu em menor produção de raízes tuberosas.

REFERÊNCIAS

- AGRAWAL, G. K.; TAMOGAMI, S.; HAN, O.; IWAHASHI, H.; RAKWAL, R. Rice octadecanoid pathway. **Biochemical and biophysical research communications**, v. 317, n. 1, p. 1-15, 2004.
- AKULA, R.; RAVISHANKAR, G. A. Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. **Plant Signaling & Behavior**, v.6, n. 11, p. 1720-1731, 2011.
- AGATONOVIC-KUSTRIN, S.; KUSTRIN, E.; MORTON, D. W. Phenolic acids contribution to antioxidant activities and comparative assessment of phenolic content in mango pulp and peel. **South African Journal of Botany**, v. 116, p. 158-163, 2018.
- ALBISHI, T.; JOHN, J. A.; AL-KHALIFA, A. S.; SHAHIDI, F. Phenolic content and antioxidant activities of selected potato varieties and their processing by-products. **Journal of Functional Foods**, v. 5, n. 2, p. 590–600, 2013.
- ANGELO, P. M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos-uma breve revisão. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 66, n. 1, p. 01-09, 2007.
- ANJUM, S. A.; WANG, L.; FAROOQ, M.; KHAN, I.; XUE, L. Methyl jasmonate-induced alteration in lipid peroxidation, antioxidative defence system and yield in soybean under drought. **Journal of Agronomy and Crop Science**, v. 197 n. 4, p. 296-301, 2011.
- ARNON, D. I. Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. **Plant physiology**, v. 24, n. 1, p. 1, 1949.
- ARORA, P.; BHARDWAJ, R.; KANWAR, M. K. 24-Epibrassinolide regulated diminution of Cr metal toxicity in *Brassica juncea* L. plants. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 22, n. 3, p. 159-165, 2010.
- AZEVEDO, S. D.; MALUF, W. R.; SILVEIRA, M. D.; FREITAS, J. D. Reação de clones de batata-doce aos insetos de solo. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 26, n. 3, p. 545-549, 2002.
- BATES, L. S.; WALDREN, R. P.; TEARE, I. D. Rapid determination of free proline for water-stress studies. **Plant and Soil**, v. 39, n. 1, p. 205-207, 1973.
- BATISTA, E.; ZOLNIER, S.; RIBEIRO, A.; LYRA, G. B.; SILVA, T.; BOEHRINGER, D. Avaliação do efeito do déficit hídrico no crescimento de cultivares de cana-de-açúcar usando um sistema automático de fertirrigação. **Engenharia Agrícola**, v. 35, n. 2, 2015.
- BETTAIEB, I.; HAMROUNI-SELLAMI, I.; BOURGOU, S.; LIMAM, F.; E MARZOUK, B. Efeitos da seca sobre a composição de polifenóis e atividades antioxidantes em

partes aéreas de *Salvia officinalis* L. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 33, n. 4, p. 1103-1111, 2011.

BEZERRA NETO, E.; BARRETO, L. P. Análises Bioquímicas e Físico - Químicas em Pós-Colheita. In: OLIVEIRA, S. M. A.; TERAPO, D.; DANTAS, S. A. F.; TAVARES, S. C. C. H. (Org.). Patologia pós-colheita: frutas, olerícolas e ornamentais tropicais. Brasília - DF: **Embrapa Informação Tecnológica**, v. 1, p. 441-472, 2006.

CAMARGO, L. K.; RESENDE, J. T.; MÓGOR, Á. F.; CAMARGO, C. K.; KURCHAIT, S. M. Use of selection index in identification of sweet potato genotypes with different aptitude. **Horticultura Brasileira**, v. 34, n. 4, p. 514-519, 2016.

CAMPOS, F. M.; PINHEIRO-SANT'ANA, H. M.; DE SOUZA, P. M.; STRINGHETA, P. C.; CHAVES, J. B. P. Pró-vitaminas A em hortaliças comercializadas no mercado formal e informal de Viçosa (MG), em três estações do ano. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 26, n. 1, 2006.

CAVALCANTE, M.; FERREIRA, P. V.; PAIXÃO, S. L.; COSTA, J. G.; PEREIRA, R. G.; MADALENA, J. A. S. Potenciais produtivo e genético de clones de batata-doce. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 31, n. 3, 2009.

CHANDRASEKARA, A.; SHAHIDI, F. Herbal beverages: Bioactive compounds and their role in disease risk reduction-A review. **Journal of Traditional and Complementary Medicine**, v. 8, n. 4, p. 451-458, 2018.

CHAVES, M. M.; OLIVEIRA, M. M. Mechanism's underlying plant resilience to water deficits: prospects for water-saving agriculture. **Journal of Experimental Botany**, v. 55, n. 407, p. 2365-2384, 2004.

CHAVES, M. M.; COSTA, J. M.; ZARROUK, O.; PINHEIRO, C.; LOPES, C. M.; PEREIRA, J. S. Controlling stomatal aperture in semi-arid regions—The dilemma of saving water or being cool?. **Plant Science**, v. 251, p. 54-64, 2016.

CHAVES, M. M.; PEREIRA, J. S.; MAROCO, J.; RODRIGUES, M. L.; RICARDO, C. P. P.; OSÓRIO, M. L.; CARVALHO I.; FARIA T.; PINHEIRO, C. How plants cope with water stress in the field? Photosynthesis and growth. **Annals of Botany**, v. 89, n.7, p. 907-916, 2002.

CHEN, S. L.; OSBOURN, A.; KONTOGIANNI, V. G.; LIU, L. W.; JORDÁN, M. J. Temporal transcriptome changes induced by methyl jasmonate in *Salvia sclarea*. **Gene**, v. 558, n. 1, p. 41-53, 2015.

CRAFT, N. E.; SOARES Jr., J. H. Relative solubility, stability and absorptivity of lutein and beta-carotene in organic solvents. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.40, p.431-434, 1992.

CONCEIÇÃO, M. K.; LOPES, N. F.; FORTES, G. R. L. Análise de crescimento de plantas de batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam) cultivares abóbora e da costa. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 11, n. 3, p.273-278, 2005.

DIVYA, P.; PUTHUSSERI, B.; SAVANUR, M. A.; LOKESH, V.; NEELWARNE, B. Effects of methyl jasmonate and carotenogenic inhibitors on gene expression and carotenoid accumulation in coriander (*Coriandrum sativum* L.) foliage. **Food Research International**, v. 111, p. 11-19, 2018.

ESATBEYOGLU, T.; RODRÍGUEZ-WERNER, M.; SCHLÖSSER, A.; WINTERHALTER, P.; RIMBACH, G. Fractionation, enzyme inhibitory and cellular antioxidant activity of bioactives from purple sweet potato (*Ipomoea batatas*). **Food Chemistry**, v. 221, p. 447–456, 2017.

FAOSTAT. Estudo da batata-doce utilizando mapeamento de prospecção tecnológica. 2016. Disponível em: <http://faostat3.fao.org/home/E>.

FAROOQ, M.; WAHID, A.; KOBAYASHI, N.; FUJITA, D.; BASR, S. M. A. Plant drought stress: effects, mechanisms and management. **Agronomy for Sustainable Development**, v.29, p. 185– 212, 2009a.

FAROOQ, M.; WAHID, A.; ITO, O.; LEE, D. J.; SIDDIQUE, K. H. M. Advances in drought resistance of rice. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v.28, 199–217, 2009b.

FATTORINI, L.; FALASCA, G.; KEVERS, C.; ROCCA, L. M.; ZADRA, C.; ALTAMURA, M. M. Adventitious rooting is enhanced by methyl jasmonate in tobacco thin cell layers. **Planta**, v. 231, n. 1, p. 155-168, 2009.

FERRAZ, R. L. S.; MELO, A. S.; SUASSUNA, J. F.; DE BRITO, M. E. B.; FERNANDES, P. D.; JÚNIOR, E. D. S. N. Trocas gasosas e eficiência fotossintética em ecótipos de feijoeiro cultivados no semiárido. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 42, n. 2, 2012.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo Manual de Olericultura**. Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. 3. ed. Viçosa: UFV, 2008. p.371-376.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. In MARKAKIS, P. (Ed.) **Anthocyanins as Food Colors**. Nova Iorque: Academic Press, 1982. p.182-205.

GHASEMZADEH, A.; TALEI, D.; JAAFAR, H. Z.; JURAIMI, A. S.; MOHAMED, M. T. M.; PUTEH, A.; HALIM, M. R. A. Plant-growth regulators alter phytochemical constituents and pharmaceutical quality in sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). **BMC Complementary and Alternative Medicine**, v.16, n.1, p.152, 2016.

GAJANAYAKE, B.; REDDY, K. R. Respostas da batata-doce aos déficits de umidade do solo no meio e no final da estação. **Crop Science**, v. 56, n. 4, p. 1865-1877, 2016.

GROTTO, D.; VALENTINI, J.; BOEIRA, S.; PANIZ, C.; SANTA M. L.; VICENTINI, J., MORO, A., CHARÃO, M., CARDOSO, S. G. Avaliação da estabilidade do marcador plasmático do estresse oxidativo malondialdeído. **Química Nova**, v. 31, n. 2, p. 275-279, 2008.

GUL, K., TAK; A., SINGH, A. K.; SINGH, P.; YOUSUF, B.; WANI, A. A. Chemistry, encapsulation, and health benefits of β -carotene-A review. **Cogent Food & Agriculture**, v. 1, n. 1, p. 1018696, 2015.

HEATH, R. L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloro-plasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v.125, n.2, p.180-198, 1968.

HISCOX, J. D.; ISRAELSTAM, G. F. A method for the extraction of chlorophyll from leaf tissue without maceration. **Canadian Journal of Botany**, v. 57, n. 12, p. 1332-1334, 1979.

HOU, Y.; QIU, J.; WANG, Y.; LI, Z.; ZHAO, J.; TONG, X.; LIN, H; ZHANG, J. A Quantitative proteomic analysis of brassinosteroid-induced protein phosphorylation in rice (*Oryza sativa* L.). **Frontiers in Plant Science**, v.8, p. 514, 2017.

HURA, T.; HURA, K.; GRZESIAK, S. Possible contribution of cell-wall-bound ferulic acid in drought resistance and recovery in triticale seedlings. **Journal of plant physiology**, v. 166, n. 16, p. 1720-1733, 2009.

IAC. **Pesquisa da Apta aumenta em 50% a produção de batata-doce**. 2017.
<http://www.iac.sp.gov.br/>

ISLAM, M. S.; YOSHIMOTO, M.; YAHARA, S.; OKUNO, S.; ISHIGURO, K.; YAMAKAWA, O. Identification and characterization of foliar polyphenolic composition in sweetpotato (*Ipomoea batatas* L.) genotypes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. v.50, n.13, p.3718-22, 2002.

ISLAM, S. Sweetpotato (*Ipomoea batatas* L.) Leaf: Its potential effect on human health and nutrition. **Journal of Food Science**, v.71, n.2, p.13-21, 2006.

ISLAM, S. Anthocyanin compositions in different colored gladiolus species: a source of natural food colorants. **American Journal of Food Science and Technology**, v.4, n. 4, p. 109-114, 2016.

JING, K.; HE, S.; CHEN, T.; LU, Y.; NG, I. S. Enhancing beta-carotene biosynthesis and gene transcriptional regulation in *Blakeslea trispora* with sodium acetate. **Biochemical Engineering Journal**, v. 114, p. 10-17, 2016.

JUNG, S. Effect of chlorophyll reduction in *Arabidopsis thaliana* by methyl jasmonate or norflurazon on antioxidant systems. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 42, n. 3, p. 225-231, 2004.

KARNA, P.; GUNDALA, S. R.; GUPTA, M. V.; SHAMSI, A. S.; RITMO, R. D.; YATES, C.; NARAYAN, S. ANEJA, R. Polyphenol-rich sweet potato greens extract inhibits proliferation and induces apoptosis in prostate cancer cells in vitro and in vivo. **Carcinogenesis**, v. 32, n. 12, p. 1872-1880, 2011.

LEVINE, A.; TENHAKEN, R.; DIXON, R.; LAMB, C. H₂O₂ from the oxidative burst orchestrates the plant hypersensitive disease resistance response. **Cell**, v. 79, n. 4, p. 583-593, 1994.

LI, X.; YANG, H.; LU, G. Low-temperature conditioning combined with cold storage inducing rapid sweetening of sweetpotato tuberous roots (*Ipomoea batatas* (L.) Lam) while inhibiting chilling injury. **Postharvest Biology and Technology**, v. 142, p. 1–9, 2018.

LIU, J.; WANG, X.; YONG, H.; KAN, J.; JIN, C. Recent advances in flavonoid-grafted polysaccharides: Synthesis, structural characterization, bioactivities and potential applications. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 116, p. 1011-1025, 2018.

MANTOVANI, E. C.; DELAZARI, F. T.; DIAS, L. E.; DE ASSIS, I. R.; VIEIRA, G. H.; LANDIM, F. M. Eficiência no uso da água de duas cultivares de batata-doce em resposta a diferentes lâminas de irrigação. **Horticultura Brasileira**, v. 31, n. 4, p. 602-606, 2013.

MARÇO, P. H.; POPPI, R. J.; SCARMINIO, I. S. Procedimentos analíticos para identificação de antocianinas presentes em extratos naturais. **Química Nova**, v. 31, n. 5, p. 1218-1223, 2008.

MBINDA, W.; ANAMI, S.; OMBORI, O.; DIXELIUS, C.; ODUOR, R. Efficient plant regeneration of selected kenyan sweetpotato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) cultivars through somatic embryogenesis. **Journal of Tissue Science and Engineering**, v. 7, n. 176, p. 2, 2016.

MBINDA, W.; OMBORI, O.; DIXELIUS, C.; ODUOR, R. Aldose Reductase, XvAld1, Enhances Drought Tolerance in Transgenic Sweetpotato. **Molecular Biotechnology**, v. 60, n. 3, p. 203–214, 2018.

MOREIRA, J. N.; DE QUEIROGA, R. C. F.; JÚNIOR, A. J. D. L. S.; DOS SANTOS, M. A. Caracteres morfofisiológicos e produtivos de cultivares de batata-doce, em Mossoró, RN. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 6, n. 1, p. 161-167, 2011.

NORASTEHNIA, A.; SAJEDI, R. H.; NOJAVAN-ASGHARI, M. Inhibitory effects of methyl jasmonate on seed germination in maize (*Zea mays*): effect on α -amylase activity and ethylene production. **General and Applied Plant Physiology**, v. 33, n. 1-2, p. 13-23, 2007.

NUNES, M. U. C.; SANTOS, J. R.; SOUSA, E. F. Produtividade de clones e cultivares de batata-doce com diferentes colorações de polpa em sistema de produção orgânico em Sergipe. Aracaju: **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, p.16. 2009. http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2009/bp_52.pdf.

OLIVEIRA, M. K. T.; NETO, F. B.; CÂMARA, F. A. A.; DOMBROSKI, J. L. D.; MAGNUS, R. Multiplicação in vitro de batata-doce (*Ipomoea batatas* Lam). **Revista Caatinga**, v. 21, n. 4, 2008.

OLIVEIRA, D. M. D.; BASTOS, D. H. M. Biodisponibilidade de ácidos fenólicos. **Química Nova**, v. 34, n.6, p. 1051-1056, 2011.

OLLAS, C.; DODD, I. C. Physiological impacts of ABA–JA interactions under water-limitation. **Plant Molecular Biology**, v. 91, n.6, p. 641-650, 2016.

PYNGROPE, S.; BHOOMIKA, K.; DUBEY, R. S. Reactive oxygen species, ascorbate–glutathione pool, and enzymes of their metabolism in drought-sensitive and tolerant indica rice (*Oryza sativa L.*) seedlings subjected to progressing levels of water deficit. **Protoplasma**, v. 250, n. 2, p. 585-600, 2013.

PROESTOS, C.; BOZIARIS, I. S.; NYCHAS, G. J.; KOMAITIS, M. Analysis of flavonoids and phenolic acids in Greek aromatic plants: Investigation of their antioxidant capacity and antimicrobial activity. **Food Chemistry**, v. 95, n.4, p. 664-671, 2006.

QUADROS, D. A.; IUNG, M. C.; FERREIRA, S. M. R.; DE FREITAS, R. J. S. Composição química de tubérculos de batata para processamento, cultivados sob diferentes doses e fontes de potássio. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 29, n. 2, p. 316-323, 2009.

QUAGGIO, J. A.; RAIJ, B. V.; MALAVOLTA, E. Alternative use of the SPM – buffer solution to determine lime requirement of soil. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.16, p.245-260, 1985.

RASMUSSEN, A.; HOSSEINI, S. A.; HAJIREZAEI, M. R.; DRUEGE, U.; GEELEN, D. Adventitious rooting declines with the vegetative to reproductive switch and involves a changed auxin homeostasis. **Journal of Experimental Botany**, v. 66, n. 5, p. 1437-1452, 2014.

RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 20, n.7, p. 933-956, 1996.

RIZHSKY, L.; HALLAK-HERR, E.; VAN BREUSEGEM, F.; RACHMILEVITCH, S.; BARR, J. E.; RODERMEL, S.; INZE, D; MITTLER, R. Double antisense plants lacking ascorbate peroxidase and catalase are less sensitive to oxidative stress than single antisense plants lacking ascorbate peroxidase or catalase. **The Plant Journal**, v. 32, n. 3, p. 329-342, 2002.

RODRIGUES, J. D.; FIOREZE, S. L. Reguladores são, para muitos cultivos, indispensáveis ao alcance de bons níveis. **Revista Visão Agrícola**, n. 13, p. 35-39, 2015.

SADLER, G.; DAVIS, J.; DEZMAN, D. Rapid extraction of lycopene and β -carotene from reconstituted tomato paste and pink grapefruit homogenates. **Journal of Food Science**, v. 55, n. 5, p. 1460-1461, 1990.

SANTOS, H. G.; JACOMINE, P. K. T.; ANJOS, L. H. C.; OLIVEIRA, V. A.; LUMBREARAS, J. F.; COELHO, M. R.; ALMEIDA, J. A.; FILHO, J. C. A.; OLIVEIRA, J. B.; CUNHA, T. J. F. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 5. ed. rev. ampl. Rio de Janeiro: Embrapa. 2018. 531p.

SASAKI-SEKIMOTO, Y.; TAKI, N.; OBAYASHI, T.; AONO, M.; MATSUMOTO, F.; SAKURAI, N.; SUZUKI, H.; HIRAI, M. Y.; NOJI, M.; SAITO, K.; MASUDA, T.; TAKAMIYA, K.; SHIBATA, D.; OHTA, H. Coordinated activation of metabolic pathways for antioxidants and defence compounds by jasmonates and their roles in stress tolerance in Arabidopsis. **Plant Journal**, v.44, 653– 668, 2005.

SEAGRO. **Subsecretaria do agronegócio**: cultura da batata-doce. Belo Horizonte, 2017. Disponível em: [http://www.reformaagraria.mg.gov.br/images/documentos/perfil_batata_doce_dez_2015\[1\].p](http://www.reformaagraria.mg.gov.br/images/documentos/perfil_batata_doce_dez_2015[1].p)

SHAO, H. B.; CHU, L. Y.; JALEEL, C. A.; ZHAO, C. X. Water-deficit stress-induced anatomical changes in higher plants. **Comptes rendus biologies**, v. 331, n.3, p. 215-225, 2008.

SHEIKHA, A. F. E.; RAY, R. C. Potential impacts of bioprocessing of sweet potato: Review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 57, n. 3, p. 455–471, 11 fev. 2017.

SHIGEMATSU, T.; FURUKAWA, N.; TAKAOKA, R.; HAYASHI, M.; SASAO, S.; UENO, S.; NAKAJIMA, K.; KIDO, M.; NOMURA, K.; IGUCHI, A. Effect of high pressure on the saccharification of starch in the tuberous root of sweet potato (*Ipomoea batatas*). **Biophysical Chemistry, High Pressure Bioscience and Biotechnology**, v. 231, p. 105–110, 2017.

SILVA, S. R.; DEMUNER, A. J.; BARBOSA, L. D. A.; CASALI, V. W. D.; NASCIMENTO, E. A.; PINHEIRO, A. L. Efeito do déficit hídrico sobre variáveis de crescimento e a produção de óleo essencial de *Melaleuca alternifolia* Cheel. **Acta Scientiarum**, v. 24, n. 5, p. 1363-1368, 2002.

SILVA, J. B. C.; LOPES, C. A.; MAGALHÃES, J. S. **Cultura da batata-doce**. São Paulo: Cargill, 2002. v. 2, p. 449-503.

SILVA, M. L. C.; COSTA, R. S.; DOS SANTOS SANTANA, A.; KOBLITZ, M. G. B. (2010). Compostos fenólicos, carotenóides e atividade antioxidante em produtos vegetais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 31, n. 3, 2010.

SILVA, L. R.; MARTINS, L. D. V., CALOU, I. B. F.; DEUS, M. D. S. M.; FERREIRA, P. M. P.; PERON, A. P. Flavonóides: constituição química, ações medicinais e potencial tóxico. **Acta toxicológica argentina**, v. 23, n. 1, p. 36-43, 2015.

SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia**: da planta ao medicamento. 6. ed. Porto Alegre: Editora da UFRGS; Florianópolis: Editora da UFSC, 2007.

SOARES, S. E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. **Revista de Nutrição**, v. 15, n. 1, p. 71-81, 2002.

SPRINGER, A.; ACKER, G.; BARTSCH, S.; BAUERSCHMITT, H.; REINBOTHE, S.; REINBOTHE, C. Differences in gene expression between natural and artificially induced leaf senescence in barley. **Journal of plant physiology**, v. 176, p. 180-191, 2015.

STAGOS, D.; PORTESIS, N.; SPANOU, C.; MOSSIALOS, D.; ALIGIANNIS, N.; CHAITA, E.; PANAGOULIS, C.; RERI, E.; SKALTSOUNIS, L.; TSATSAKIS, A. M.; KOURETAS, D. Correlation of total polyphenolic content with antioxidant and antibacterial activity of 24 extracts from Greek domestic Lamiaceae species. **Food and Chemical Toxicology**, v. 50, n. 11, p. 4115-4124, 2012.

SUN, H.; ZHANG, P.; ZHU, Y.; LOU, Q.; HE, S. Antioxidant and prebiotic activity of five peonidin-based anthocyanins extracted from purple sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 5018, 2018.

TEOW, C. C.; TRUONG, V. D.; MCFEETERS, R. F.; THOMPSON, R. L.; PECOTA, K.V.; YENCHO, G. C. Antioxidant activities, phenolic and β -carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. **Food Chemistry**, v. 103, n. 3, p. 829-838, 2007.

TSUCHIYA, T.; OHTA, H.; OKAWA, K.; IWAMATSU, A.; SHIMADA, H.; MASUDA, T.; TAKAMIYA, K. I. Cloning of chlorophyllase, the key enzyme in chlorophyll degradation: finding of a lipase motif and the induction by methyl jasmonate. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 96, n. 26, p. 15362-15367, 1999.

UEDA, J.; SANIEWSKI, M. Methyl jasmonate-induced stimulation of chlorophyll formation in the basal part of tulip bulbs kept under natural light conditions. **Journal of Fruit and Ornamental Plant Research**, v. 14, p. 199, 2006.

VAN HEERDEN, P. D. R.; LAURIE, R. Effects of prolonged restriction in water supply on photosynthesis, shoot development and storage root yield in sweet potato. **Physiologia Plantarum**, v. 134, n. 1, p. 99-109, 2008.

VETTORAZZI, R. G.; CARVALHO, V. S.; SUDRÉ, C. P.; RODRIGUES, R. Developing an in vitro optimized protocol to sweet potato landraces conservation. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 39, n. 3, p. 359-367, 2017.

VILLORDON, A.; LABONTE, D.; FIRON, N. Development of a simple thermal time method for describing the onset of morpho-anatomical features related to sweetpotato storage root formation. **Scientia Horticulturae**, v. 121, n. 3, p. 374-377, 2009.

WALIA, H.; WILSON, C.; CONDAMINE, P.; LIU, X.; ISMAIL, A. M.; CLOSE, T. J. Large-scale expression profiling and physiological characterization of jasmonic acid-Mediated adaptation of barley to salinity stress. **Plant, Cell & Environment**, v. 30, n. 4, p. 410-421, 2007.

WANI, S. H.; SINGH, N. B.; HARIBHUSHAN, A.; MIR, J. I. Compatible solute engineering in plants for abiotic stress tolerance-role of glycine betaine. **Current Genomics**, v. 14, n. 3, p. 157-165, 2013.

WANG, H., FAN, W., LI, H., YANG, J., HUANG, J., ; ZHANG, P. Functional characterization of dihydroflavonol-4-reductase in anthocyanin biosynthesis of purple sweet potato underlies the direct evidence of anthocyanins function against abiotic stresses. **Plos One**, v.8, n.11, p. e78484, 2013.

WANG, A.; LI, R.; REN, L.; GAO, X.; ZHANG, Y.; MA, Z.; MA, D.; LUO, Y. A comparative metabolomics study of flavonoids in sweet potato with different flesh colors (*Ipomoea batatas* (L.) Lam). **Food Chemistry**, v. 260, n.15, p. 124–134, 2018.

WASTERNAK, C. Jasmonates: an update on biosynthesis, signal transduction and action in plant stress response, growth and development. **Annals of botany**, v. 100, n. 4, p. 681-697, 2007.

WEIDHASE, R. A.; KRAMELL, H. M.; LEHMANN, J.; LIEBISCH, H. W.; LERBS, W.; PARTHIER, B. Methyljasmonate-induced changes in the polypeptide pattern of senescing barley leaf segments. **Plant Science**, v. 51, n. 2-3, p. 177-186, 1987.

YAO, X.; ZHU, L.; CHEN, Y.; TIAN, J.; WANG, Y. In vivo and in vitro antioxidant activity and α -glucosidase, α -amylase inhibitory effects of flavonoids from *Cichorium glandulosum* seeds. **Food Chemistry**, v. 139, n. 1-4, p. 59-66, 2013.

YI, X. P.; ZHANG, Y. L.; YAO, H. S.; LUO, H. H.; GOU, L.; CHOW, W. S.; ZHANG, W. F. Rapid recovery of photosynthetic rate following soil water deficit and re-watering in cotton plants (*Gossypium herbaceum* L.) is related to the stability of the photosystems. **Journal of Plant Physiology**, v. 194, p. 23-34, 2016.

YOOYONGWECH, S.; THEERAWITAYA, C.; SAMPHUMPHUANG, T.; CHA-UM, S. Water-deficit tolerant identification in sweet potato genotypes (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) in vegetative developmental stage using multivariate physiological indices. **Scientia Horticulturae**, v. 162, p. 242-251, 2013.

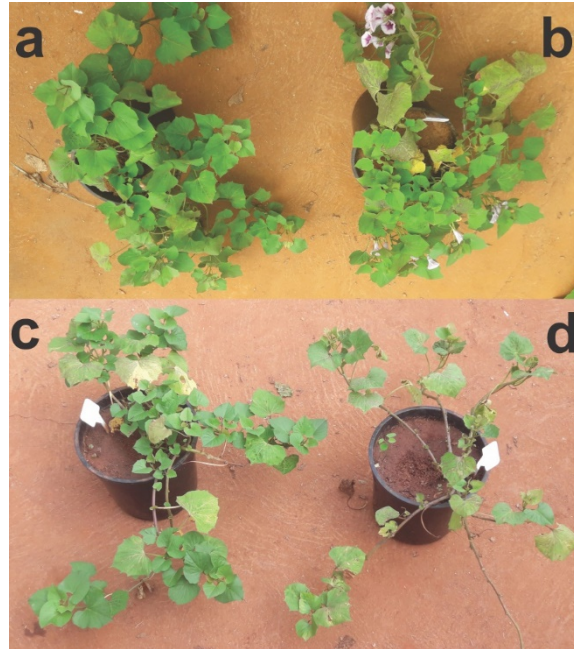
YOOYONGWECH, S.; SAMPHUMPHUANG, T.; TISARUM, R.; THEERAWITAYA, C.; CHA-UM, S. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) improved water deficit tolerance in two different sweet potato genotypes involves osmotic adjustments via soluble sugar and free proline. **Scientia Horticulturae**, v. 198, p. 107-117, 2016.

ZHANG, Z. F.; FAN, S. H.; ZHENG, Y. L.; LU, J.; WU, D. M.; SHAN, Q.; HU, B. Purple sweet potato color attenuates oxidative stress and inflammatory response induced by d-galactose in mouse liver. **Food and Chemical Toxicology**, v. 47, n. 2, p. 496-501, 2009.

ZHANG, X; LIU, C. Multifaceted regulations of gateway enzyme phenylalanine ammonia-lyase in the biosynthesis of phenylpropanoids. **Molecular Plant**, v. 8, n. 1, p. 17-27, 2015.

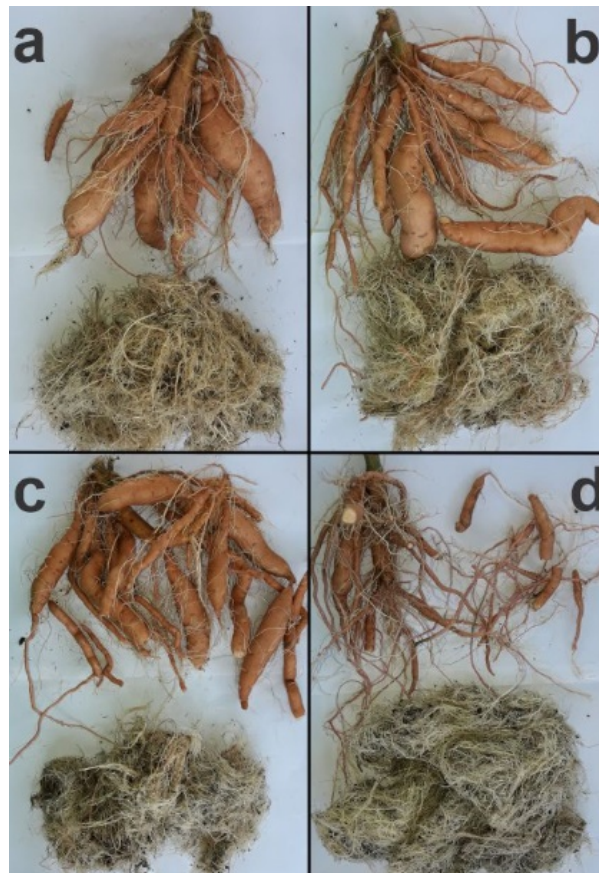
ZUCKER, M. Induction of phenylalanine deaminase by light and its relation to chlorogenic acid synthesis in potato tuber tissue. **Plant Physiology**, v.40, n. 5, p.779-784, 1965.

ANEXO - MATERIAL SUPLEMENTAR



Fonte: Autor

Fig. S1. Plantas de batata-doce (a) 100% irrigado sem MeJA, (b) 100% irrigado com MeJA, (c) 40% irrigado sem MeJA, (d) 40% irrigado com MeJA.



Fonte: Autor

Fig. S2. Raízes de batata-doce (a) 100% irrigado sem MeJA, (b) 100% irrigado com MeJA, (c) 40% irrigado sem MeJA, (d) 40% irrigado com MeJA.

