

LADY DAIANE COSTA DE SOUSA MARTINS

FISIOLOGIA E ANATOMIA DURANTE O DESENVOLVIMENTO E PÓS-COLHEITA
DE AMARÍLIS SOB DEFICIÊNCIA HÍDRICA

Serra Talhada-PE

2023

LADY DAIANE COSTA DE SOUSA MARTINS

FISIOLOGIA E ANATOMIA DURANTE O DESENVOLVIMENTO E PÓS-COLHEITA
DE AMARÍLIS SOB DEFICIÊNCIA HÍDRICA

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, para obtenção do título de Mestra em Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Adriano do Nascimento Simões

Co-orientador: Prof. Dr. Thieres George Freire da Silva

Serra Talhada-PE

2023

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

M386f

Martins, Lady Daiane Costa De Sousa Martins

FISIOLOGIA E ANATOMIA DURANTE O DESENVOLVIMENTO E PÓS-COLHEITA DE AMARÍLIS SOB DEFICIÊNCIA HÍDRICA / Lady Daiane Costa De Sousa Martins Martins. - 2023.
78 f. : il.

Orientador: Adriano do Nascimento .

Coorientador: Thieres George Freire da Silva.

Inclui referências.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal , Serra Talhada, 2023.

1. Superóxido dismutase. 2. fluorescência da clorofila a. 3. peroxidação lipídica. 4. eficiência do uso da água. 5. Hippeastrum. I. , Adriano do Nascimento, orient. II. Silva, Thieres George Freire da, coorient. III. Título

CDD 581.15

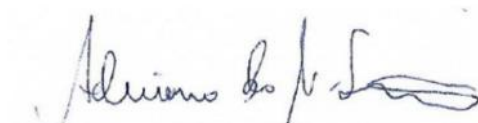
LADY DAIANE COSTA DE SOUSA MARTINS

FISIOLOGIA E ANATOMIA DURANTE O DESENVOLVIMENTO E PÓS-COLHEITA
DE AMARÍLIS SOB DEFICIÊNCIA HÍDRICA

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, para obtenção do título de Mestra em Produção Vegetal.

APROVADO em 20/07/2023.

Banca Examinadora



Prof. Dr. Adriano do Nascimento Simões – UAST/UFRPE
Orientador



Dr. Anderson Adriano Martins Melo – NDSU
Examinador Externo



Dr. Rolf Puschmann – UFV
Examinador Externo

À Deus, por me guiar os meus passos e me fortalecer, à minha mãe, Eunice, ao meu pai Cicero, às minhas irmãs Camily e Milena, ao meu irmão Jhonata e ao meu esposo Wagner, por todo apoio, compreensão e amor.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de agradecer a Deus pelo seu infinito amor e misericórdia em minha vida, por ser meu socorro nos momentos de angústia, por me sustentar e dar forças ao longo dessa jornada.

Aos meus pais, Cícero Teodósio de Sousa e Eunice Teodósio da Costa Sousa, por seu amor incondicional, encorajamento constante e apoio emocional. Vocês sempre acreditaram em mim e me motivaram a persistir em busca dos meus sonhos. Às minhas irmãs Camilly Vitória e Milena Teodósio e ao meu irmão Jhonata Teodósio, por todo apoio, companheirismo e amizade ao longo desta jornada.

Ao meu marido Wagner Martins dos Santos, minha eterna gratidão. Sua paciência, compreensão e apoio constante foram essenciais para que eu me dedicasse a este trabalho. Agradeço por acreditar em mim, por me encorajar e por ser meu companheiro incansável nessa caminhada.

Expresso minha profunda gratidão ao meu orientador Adriano do Nascimento Simões, por sua orientação cuidadosa, comprometimento e paciência durante toda a minha formação acadêmica. Seu conhecimento e dedicação foram essenciais para o meu crescimento profissional. Sou grata pela sua confiança e apoio inabaláveis.

Também agradeço ao meu coorientador Thieres George Freire da Silva por sua valiosa contribuição, sugestões e acompanhamento durante o desenvolvimento desta dissertação.

Ao grupo de pesquisa do qual faço parte, o NEFP (Núcleo de Estudos em Fisiologia Pós-colheita de Frutas, Hortaliças e Flores). Em especial, a Fred Louredo por todo o apoio durante a condução do experimento, paciência e troca de conhecimento durante a análise. A Lúcio José e Jheizon Nascimento, que sempre estavam dispostos a me ajudar.

Aos amigos que adquiriram durante o mestrado, Mayara Bernardo, Nilo Ricardo, Thamila Menezes e Ângela Lucena que foram essenciais para o desenvolvimento desta pesquisa, tornaram os dias mais leves e descontraídos.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UFRPE-UAST) e ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal (PGPV), agradeço

pela oportunidade de realizar o mestrado e pela disponibilidade de toda a infraestrutura necessária.

Expresso minha gratidão à CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pelo apoio financeiro concedido durante a realização deste estudo.

A banca pela disponibilidade em avaliar o trabalho

As grandes ideias surgem da observação dos pequenos detalhes.

(Augusto Cury)

RESUMO

A insuficiência de informação sobre a exigência hídrica da amarílis dificulta a produção desta cultura em regiões de clima semiárido. Ademais, o crescimento sob restrição hídrica promove modificações anatômicas e fisiológicas, que alteram a qualidade das hastes e sua vida de vaso. Avaliou-se as modificações morfofisiológicas, anatômicas e de qualidade de hastes de amarílis submetidas a diferentes lâminas de irrigação {20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência-(ET_o)}. Além disso, a evapotranspiração (ET_c) e os coeficientes da cultura (K_c) foram estabelecidos e cinco fenofases (ϕ Ph) foram delimitadas com base na taxa de crescimento da haste floral (∂ TCF/ ∂ t). A irrigação com 80% da ET_o proporcionou maior índice de área foliar, radiação fotossinteticamente ativa interceptada e ∂ TCF/ ∂ t. Os valores de K_c e ETC diminuíram ao longo do ciclo {0.84 e 4.9 mm dia⁻¹ (ϕ PhI) para 0.30 e 0.6 mm dia⁻¹ (ϕ PhV)}. A irrigação com 20% da ET_o reduziu o rendimento quântico PSII (F_v/F_m), a taxa de transporte de elétrons (ETR) e o conteúdo de pigmentos fotossintéticos, além disso, aumentou a extinção não fotoquímica (NPQ), o dano oxidativo (TBARs e H₂O₂), a atividade antioxidante enzimática (CAT, SOD e APX) e não enzimática (CFT, AA, FRAP e DPPH). A irrigação com 20 e 40% da ET_o proporcionou maiores densidade estomática, espessura do parênquima paliçádico e lacunoso, células das hastes com menor tamanho e espessura da epiderme e do colênquima. Surpreendentemente, a redução da disponibilidade hídrica (20 e 40% da ET_o) aumentou a tolerância ao estresse pós-colheita, aumentando a longevidade, e concentração de metabolitos secundários nas pétalas, todavia reduziu o tamanho das hastes. O déficit hídrico impactou negativamente o crescimento das hastes de amarílis, aumentou os danos e as proteções oxidativas, resultando em hastes com uma maior vida de vaso, todavia, um padrão comercial inferior. A irrigação com 80% da ET_o possibilitou a produção de hastes florais com padrões comerciais para corte e vaso.

Palavras-chave: Superóxido dismutase; fluorescência da clorofila a; peroxidação lipídica; eficiência do uso da água; densidade estomática; *Hippeastrum*.

ABSTRACT

Insufficient information on the water requirement of amaryllis makes production of this crop difficult in semi-arid regions. Furthermore, growth under water restriction promotes anatomical and physiological changes, which alter the quality of the stems and their vase life. The morphophysiological, anatomical and quality changes of amaryllis stems subjected to different irrigation depths {20, 40, 60, 80 and 100% of reference evapotranspiration-(ET_o)} were evaluated. Furthermore, evapotranspiration (ET_c) and crop coefficients (K_c) were established and five phenophases (φPh) were delimited based on flower stem growth rate ($\partial\text{TCF}/\partial t$). Irrigation with 80% ET_o provided higher leaf area index, intercepted photosynthetically active radiation and $\partial\text{TCF}/\partial t$. K_c and ETC values decreased along the cycle {0.84 and 4.9 mm day⁻¹ (φPhI) to 0.30 and 0.6 mm day⁻¹ (φPhV)}. Irrigation with 20% ET_o reduced the PSII quantum yield (F_v/F_m), the electron transport rate (ETR) and the content of photosynthetic pigments, in addition, it increased non-photochemical extinction (NPQ), oxidative damage (TBARs and H₂O₂), enzymatic (CAT, SOD and APX) and non-enzymatic (CFT, AA, FRAP and DPPH) antioxidant activity. Irrigation with 20 and 40% of ET_o provided greater stomatal density, thickness of the palisade and spongy parenchyma, stem cells with smaller size and thickness of the epidermis and collenchyma. Surprisingly, the reduction of water availability (20 and 40% of ET_o) increased tolerance to postharvest stress, increasing longevity, and concentration of secondary metabolites in the petals, however reduced the size of the stems. Water deficit negatively impacted the growth of amaryllis stems, increased damage and oxidative protection, resulting in stems with a longer vase life, however, a lower commercial standard. Irrigation with 80% of ET_o enabled the production of floral stems with commercial standards for cutting and vase.

Keywords: Superoxide dismutase; chlorophyll a bloom; lipid peroxidation; water use efficiency; stomatal density; *Hippeastrum*.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Comercialização de produtos da floricultura no Colorado. Fonte: Newman, (2019).	20
Figura 2- Diversidade de cores e formatos flores de amarílis. Fonte: Marasek-Ciolakowska; Sochacki; Marciniak, (2021).	23
Figura 3- Consequências ocasionadas pelo déficit hídrico em plantas. Fonte: Autoral	27
Figura 4- Mapa de localização da área de estudo situada na América do Sul, do Brasil, no Estado de Pernambuco, na Cidade de Serra Talhada (A), disposição das plantas (B), temperatura (°C) e umidade relativa média do ar (%) dentro do viveiro durante o período experimental de 24 de janeiro a 18 de abril de 2022 (B). Fonte: Autoral	30
Figura 5- Croqui da área experimental. Fonte: Autoral.....	32
Figura 6- Definição dos limites inicial e final das fenofases e tempo ideal para colheita com base na taxa de crescimento floral ($\partial TCF / \partial t$).	34
Figura 7- Escala de cinco pontos sobre a conservação da amarílis (var. Minerva) para comercialização como flor de corte. Fonte: Autoral.....	42
Figura 8 - Taxa de crescimento da haste floral e estádios fenológicos(A), índice de área foliar (B), radiação fotossinteticamente ativa interceptada na cultura (C) e aspecto visual das hastes de Amarílis cv. Minerva submetidas a lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET _o)) 50 dias após o plantio (D).	48
Figura 9- Rendimento quântico máximo do fotossistema II (F _v /F _m) (A e B), extinção não fotoquímica (NPQ) (C e D) extinção fotoquímica (qP) (E), rendimento quântico efetivo do fotossistema II ($\Delta F/F_m'$) (F) e taxa relativa de transporte de elétrons (ETR) (G) das folhas de Amarílis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET _o)). As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). Os pontos com barras referem-se as médias e desvio padrão dos valores observados. As curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão.	51
Figura 10- Conteúdo de clorofila a (A), clorofila b (B e C), clorofilas totais (C) e carotenoides totais (D) das folhas de Amarílis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET _o)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). Os pontos com barras referem-se as médias e desvio padrão dos valores observados, as curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão.	52

Figura 11- Carboidratos solúveis totais (A e B), peroxidação lipídica- TBARS (C), peróxido de hidrogênio (H₂O₂) (D), Atividade da superóxido dismutase – SOD (E e F); atividade da catalase – CAT (G); atividade da ascorbato peroxidase – APX (H) das folhas de Amarilis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). Os pontos com barras referem-se as médias e desvio padrão dos valores observados, as curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão. 53

Figura 12- Compostos fenólicos totais (A), ácido ascórbico (B), atividade de eliminação DPPH (C) e FRAP (D) das folhas de Amarilis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). 54

Figura 13- Avaliação visual (A), abertura floral (B) e foto ilustrativa do aspecto visual (C) de hastes Amarilis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)). As flores foram mantidas em água destilada por 10 dias a $19 \pm 2^\circ \text{C}$ e UR 65%. As barras representam o erro padrão da média. 56

Figura 14- Densidade estomática das folhas de Amarilis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as faces (adaxial e abaxial) e as minúsculas as lâminas de irrigação. As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). 59

Figura 15- Corte transversal da anatomia das folhas (A-J) e da haste (K-T) de Amarilis cv. Minerva corado com azul de toluidina (folhas (A, C, E, G e I) e haste (K, M, O, Q e S)) e lugol (folhas (B, D, F, H e J) e haste (L, N, P, R,T)) das plantas submetidas as lâminas de irrigação de 20% ET_o (A, B, K e L), 40% ET_o (C, D, M e N), 60% ET_o (E, F, O e P) , 80% ET_o (G, H, Q e R) e 100% ET_o (I, J, S e T). ep, epiderme; hi, hipoderme; pe, parênquima esponjoso; pp, parênquima paliçádico; cg, célula-guarda; ae, aerênquima; fv, feixe vascular; co, colênquima; pc, parênquima clorofiliano; ctx, córtex; fv, feixe vascular. 60

Figura 16- Análise de componentes principais (PC) das variáveis de crescimento, parâmetros fitoquímicos, pigmentos fotossintéticos, antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos das folhas e concentração de fitoquímicos hastes de Amarilis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)). (A) Autovetores e (B) autovalores do primeiro PCA..... 62

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Padrões de comercialização da amarílis como flor de vaso estabelecidos pela Cooperativa Veiling Holambra e como flor de corte adotados pelas principais cooperativas de produtores no mercado.....	24
Tabela 2- Efeito das lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET _o)) sobre variáveis biométricas da cultura da Amarílis cv. Minerva	47
Tabela 3- Componentes do balanço hídrico (SWB) do cultivo da Amarílis cv. Minerva em vaso.....	49
Tabela 4- Duração, graus-dia acumulados, coeficiente de cultura, evapotranspiração média diária e acumulada da cultura Amarílis cv. Minerva por fenofase em sistema de cultivo em vaso.....	50
Tabela 5- Efeito das lâminas de irrigação na coloração e concentração de fitoquímicos das hastes de Amarílis cv. Minerva. As flores foram mantidas em água destilada por 10 dias a 19 ± 2° C e UR 65%. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias de conservação. As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (p < 0.05).	58

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	16
2.	REVISÃO DE LITERATURA.....	19
2.1	Cenário global do agronegócio de flores	19
2.2	Importância da floricultura brasileira	21
2.3	Comercialização da amarílis.....	22
2.3	Condições edafoclimáticas para produção da amarílis	24
2.4	Fisiologia das plantas sob estresse hídrico	26
3.	OBJETIVOS.....	28
3.1	Objetivo geral	28
3.2	Objetivos específicos	28
4.	MATERIAL E MÉTODOS	29
4.1	Localização e condições de cultivo	29
4.2	Material vegetal, substrato, plantio, manejo hídrico e delineamento experimental	30
4.3	Avaliação de crescimento e desenvolvimento	32
4.4	Fração da radiação fotossinteticamente ativa interceptada (PAR _{in}), índice de área foliar (IAF) e eficiência do uso da radiação (EUR).....	33
4.5	Fenofases e ponto de colheita da Amarílis	34
4.6	Evapotranspiração da cultura (ET _c), eficiência do uso da água (WUE) e coeficiente da cultura (K _c)	34
4.7	Fluorescência da clorofila <i>a</i>	36
4.8	Clorofilas <i>a</i> , <i>b</i> e totais e carotenoides totais	36
4.9	Carboidratos solúveis totais, peroxidação lipídica e peróxido de hidrogênio	37
4.10	Extração e ensaio enzimático.....	38
4.11	Proteínas solúveis totais (TSP) e atividade da superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX)	38
4.12	Preparo do extrato metanólico	39
4.13	Compostos fenólicos totais (CFT), ácido ascórbico (AA), capacidade antioxidante pelos métodos de eliminação de radicais 2, 2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) e poder redutor do ferro (FRAP)	40
4.14	Avaliações durabilidade pós-colheita.....	41
4.14.1	<i>Evolução visual</i>	42
4.14.2	<i>Abertura floral</i>	42
4.14.3	<i>Medidas de cor</i>	43
4.14.4	<i>Flavonoides e antocianinas totais</i>	43

4.14.5 Dano de membrana.....	43
4.15 Avaliações anatômicas e densidade estomática	44
4.16 Tratamentos dos dados e análise estatística	45
5. RESULTADOS.....	46
5.1 Impacto da disponibilidade hídrica no crescimento e desenvolvimento	46
5.2 Componentes do balanço hídrico (SWB), evapotranspiração média diária da cultura (ETC) e coeficiente de cultura (Kc)	48
5.3 Influência do estágio de desenvolvimento e da deficiência hídrica nos parâmetros fotoquímicos, pigmentos fotossintéticos, antioxidantes enzimáticos e não-enzimáticos	50
5.4 Vida de vaso e qualidade das hastes de amarílis.....	54
5.6 Efeito da disponibilidade hídrica na densidade estomática e anatomia da lâmina foliar e haste floral.....	58
5.7 Associação das variáveis com a análise de componentes principais (PCA)...	61
6. DISCUSSÃO.....	63
7. CONCLUSÕES.....	66
REFERÊNCIAS	67

1. INTRODUÇÃO

A disponibilidade hídrica é um elemento crucial para sucesso da produção de flores. Estima-se que para produzir um quilo de matéria seca, seja necessário a aplicação de 100 a 350 litros de água, sendo a quantidade variável entre as espécies, variedade, sistema de cultivo e estação de crescimento da planta (CASER; LOVISOLO; SCARIOT, 2017). Em função da alta exigência hídrica a produção dessas culturas em regiões de climas áridos e semiáridos é um desafio, sendo crucial a realização de estudos que visem produzir de maneira satisfatória com melhor eficiência do uso da água (FULCHER et al., 2016). Na produção de flores a irrigação é geralmente baseada na experiência subjetiva e, raramente é gerenciada para atender às necessidades efetivas da cultura (GRANT et al., 2012; NACKLEY et al., 2020). Desse modo, existe a tendência dos produtores executarem irrigações de forma excessiva ou insuficiente (CASER; LOVISOLO; SCARIOT, 2017).

Os efeitos do estresse hídrico em plantas ornamentais não foram amplamente investigados devido ao seu alto valor econômico, que historicamente fez com que a disponibilidade hídrica não fosse considerada um fator limitante para essas plantas (TOSCANO et al., 2018). Contudo, prevê-se um aumento de 1,5°C na temperatura global até o ano de 2050, devido às mudanças climáticas. Isso terá um impacto direto na intensidade, duração e distribuição das chuvas. (BORGHI et al., 2019). Isso resultará em um aumento na frequência de eventos climáticos extremos, como ondas de calor e secas prolongadas. É esperado que a competição por recursos hídricos entre os setores urbano, industrial, agrícola e paisagístico se torne mais grave, especialmente em regiões áridas e semiáridas (CIRILLO et al., 2017). Diante dessa situação, a adoção de estratégias de economia de água na horticultura é uma necessidade urgente (CIRILLO et al., 2017; TOSCANO; FERRANTE; ROMANO, 2019). A vida de vaso e a qualidade pós-colheita em flores cortadas têm uma forte relação com o ambiente pré-colheita (condições de temperatura do ar, umidade relativa, disponibilidade hídrica, fotoperíodo e intensidade da luz) (HA et al., 2023). As condições ambientais de crescimento promovem mudanças anatômicas e fisiológicas nas plantas, afetando sua capacidade de controlar a perda de água pós-colheita (SHI et al., 2021).

A prática de irrigações de forma excessiva é cara, resultando na promoção de doenças e lixiviação de fertilizantes, impactando na poluição das águas subterrâneas e superficiais (NACKLEY et al., 2020). Além disso, o excesso de água durante o cultivo limita a vida do

vaso, pois promove uma redução da capacidade de resposta estomática, elevando assim a perda de água pela haste floral cortada (SHI et al., 2021). O déficit hídrico nas plantas afeta diretamente o crescimento devido a inúmeras mudanças fisiológicas. Nestas ocasiões a superprodução de espécies reativas de oxigênio (EROs), como peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e ânion de superóxido (O_2^-), impactam no funcionamento das membranas celulares, implicando em um maior dano e peroxidação lipídica. Assim, a atividade fotossintética é reduzida, ocorrendo danos e redução no conteúdo de cloroplastos e eficiência máxima da fotoquímica PSII (SUN et al., 2020). Diante disso, as plantas utilizam de estratégias mediante a ação de enzimas como a superóxido dismutase (SOD), peroxidase (POD), catalase (CAT), glutathione redutase (GR) e ascorbato peroxidase (APX) e antioxidantes não enzimáticos para eliminar as EROs (SARKER; OBA, 2018). A medição dos parâmetros da fluorescência da clorofila *a*, e quantificação do conteúdo de pigmentos fotossintéticos são importantes ferramentas que permitem a realização de uma avaliação quantitativa da inibição ou dano ao sistema de transporte de elétrons, além de fornecer informações sobre a capacidade fotossintética e habilidade de aclimação a condições estressantes (MAKONYA et al., 2019; TANG et al., 2017).

Espécies ornamentais quando submetidas a condições de restrição hídrica são impactadas diretamente através do atraso e redução do período de floração, diminuição no tamanho e número de flores, redução da qualidade e durabilidade comercial (CASER; LOVISOLO; SCARIOT, 2017). Contudo, os efeitos do cultivo em condições de restrição hídrica sobre a longevidade pós-colheita de hastes cortadas ainda não está claro, Williams; Rosenqvist; Buchhave. (2000) ao estudarem o efeito da redução da disponibilidade hídrica durante desenvolvimento na qualidade pós-produção de rosas miniatura *Rosa* $\times$ *hybrida* em vaso, observaram que as plantas cultivadas com déficit hídrico tiveram uma maior porcentagem de botões abertos e redução nos danos aos botões florais e flores. Indicando que condições de estresse hídrico durante a produção poderiam melhorar a resistência ao estresse pós-produção por meio da otimização da transpiração e abertura estomática nas hastes (WILLIAMS; ROSENQVIST; BUCHHAVE, 2000).

Diante disso, informações sobre o uso de água pelas culturas e como condições de déficit hídrico afetam o desempenho agrônomo são fundamentais para o cultivo irrigado em regiões semiáridas (JAFARI et al., 2021). A determinação da evapotranspiração da

cultura (ETc) *in situ* e as estimativas do coeficiente da cultura (Kc) obtido mediante a razão entre a ETc e evapotranspiração de referência (ETo) são ferramentas de manejo cruciais para melhorar a produtividade e qualidade dos cultivos, auxiliando na tomada de decisão (JAMSHIDI et al., 2020). A amarílis (*Hippeastrum hybridum*), uma bulbosa ornamental, tem se destacando no mercado internacional, apresentando mais de 300 variedades conhecidas, sendo uma das 20 flores mais populares no mundo (WANG et al., 2018). A presença de flores grandes, de fácil floração e com ampla gama de cores incluindo vermelho, branco, rosa, laranja, podendo ser lisas ou com veias de outras cores, chama atenção do mercado consumidor (AZIMI; ALAVIJEH, 2020). As flores de amarílis são comercializadas como plantas de vaso e flores de corte, podendo ser utilizada de forma limitada em espaços verdes (MARASEK-CIOLAKOWSKA; SOCHACKI; MARCINIAK, 2021).

A amarílis é popularmente descrita como uma planta com baixa exigência hídrica, sendo que excedentes hídricos são prejudiciais para o desenvolvimento da cultura (BROWN; BLACK, 2007). Contudo, são escassos os relatos encontrados na literatura relacionados aos efeitos hídricos sobre o crescimento, duração da floração, produtividade, e qualidade pós-colheita desta cultura. Recentemente, Inkham et al. (2022) avaliaram o efeito nível de irrigação combinados com a taxa de adubação sobre o crescimento e desenvolvimento da amarílis, verificaram que os tratamentos com limitação hídrica (25 e 50% ETc) diminuíram parâmetros de crescimento das plantas, qualidade dos bulbos, taxa fotossintética e a condutância estomática. Contudo, não foi elucidado como a intensidade do estresse hídrico afeta parâmetros fisiológicos como conteúdo de clorofilas, marcadores de EROs, peroxidação lipídica, conteúdo de H₂O₂, atividade antioxidante, bem como a densidade estomática, anatomia das folhas e da haste floral. Ademais, são incipientes os estudos que viabilizam a produção e comercialização de flores em regiões semiáridas, como no Nordeste brasileiro (DE SOUSA et al., 2021). Para a cultura da amarílis, os estudos se restringem as condições clima tropical úmido, como o recente trabalho de Inkham et al. (2022). Acredita-se que a deficiência hídrica resulte em mudanças na fluorescência da clorofila *a*, no aumento nos danos e proteção oxidativa, na concentração de fitoquímicos de reservas de hastes de amarílis, implicando na redução da vida de vaso. Diante disso, objetiva-se avaliar o crescimento, desenvolvimento e as modificações fisiológicas, bioquímicas, anatômicas e de qualidade de hastes de amarílis cultivadas sob diferentes lâminas de irrigação. Além disso,

determinar a evapotranspiração da cultura em ambiente de cultivo protegido e estabelecer os coeficientes da cultura (K_c) da amarílis ao longo do ciclo de produção no semiárido brasileiro.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cenário global do agronegócio de flores

A comercialização de produtos da floricultura é um mercado em crescente desenvolvimento, sendo a promoção desse segmento uma das prioridades de organizações como a FAO (SINGAB et al., 2016). A floricultura é uma atividade que está presente em quase todos os países, se destacando como maior produtor a Holanda, com uso de cultivos em estufas, seguido pela China, Estados Unidos e Japão (BRAINER, 2018). O número de agricultores que tem aderido à produção de flores deixando de lado os demais cultivos tem aumentado, um exemplo é Punjab, Paquistão onde cerca de 37% dos agricultores migraram para este ramo em função dos elevados retornos econômicos da comercialização das flores de corte (SINGAB et al., 2016).



Figura 1- Comercialização de produtos da floricultura no Colorado. **Fonte:** Newman, (2019).

A nível mundial, o valor médio do mercado de flores é 64,5 bilhões euros, em que a produção em atacado corresponde a 15 bilhões na Ásia e 11 bilhões na Europa. Nos Estados Unidos, a geração de produtos da floricultura é um dos principais componentes da atividade agrícola, com um valor de produção de 5,5 bilhões de euros, destacando-se a maior produção de flores em vasos e plantas para canteiros. A produção de flores de corte é concentrada em países em desenvolvimento (NEWMAN, 2019). A importação global de flores de corte teve expressivo aumento nos períodos de 2009 a 2018, de cerca de 46%, onde 71% dessa produção foi destinada à União Europeia (UE). Além disso, em 2017 o mercado de flores gerou um capital de 74 milhões de dólares, em que, os países da Ásia e Europa foram os principais contribuintes (PEREIRA et al., 2021). O Brasil se destaca entre os países da América do Sul de maior produção, com área de cultivo de 15 mil hectares (NEWMAN, 2019).

2.2 Importância da floricultura brasileira

A floricultura é um setor que no Brasil vem apresentando crescimento excepcional em comparação com os demais setores do agronegócio. Este setor movimentou R\$ 6,9 bilhões ao nível de consumidor final no ano de 2017, em 2018 valor arrecadados foi cerca de R\$ 8 bilhões apresentando crescimento de 7% em relação 2017 (JUNQUEIRA; PEETZ, 2018; PAIVA et al., 2020). O incremento na produtividade de flores no Brasil é possibilitado pela inclusão de novas áreas regionais de produção, financiamento de pesquisas, ofertas de linhas de crédito e programas de assistência técnica, que fortalecem a produção (JUNQUEIRA; PEETZ, 2008). Entretanto, a produção de flores ainda não é suficiente para abastecer o mercado interno, acarretando assim o fechamento da balança comercial com saldo negativo na maioria dos anos (JUNQUEIRA; PEETZ, 2013).

A produção de flores brasileira apresenta desafios, principalmente em função da instabilidade climática, o que acarreta elevadas perdas de produção devido a eventos extremos, elevada necessidade mão de obra qualificada, dificuldades de escoamento, distribuição e necessidade de calendário de produção devido à sazonalidade da demanda por flores, ocasionando grandes variações nos preços (JÚNIOR et al., 2015). O número de produtores de flores e plantas ornamentais no Brasil é cerca de 8 mil com cultivo de 2.500 espécies 17.500 variedades. Esse setor gera em média 209.000 empregos diretos e 800.000 empregos indiretos (CONAB, 2021).

No Brasil a maior área média de produção de flores é em São Paulo com 45,7% do total nacional e também é onde se encontram os principais centros de comercialização do País: as unidades do CEAGESP (Companhia de Entrepósitos e Armazéns Gerais de São Paulo), Ceasa de Campinas e a Cooperativa Veiling Holambra (BRAINER, 2018; DE SOUZA et al., 2020). Contudo, atualmente nota-se um crescimento nos estados Rio Grande do Sul, Paraná, Santa Catarina, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Goiás, Distrito Federal e na maioria dos estados do Norte e do Nordeste (CONAB, 2021). O mercado da floricultura é bastante dinâmico, composto pelo segmento de plantas ornamentais e jardinagem (42%), setor de flores de corte e folhagem (34%) e o mercado de flores e plantas engarrafadas (24%) (JUNQUEIRA; PEETZ, 2017, 2018). Na região Nordeste, a produção de flores aumentou significativamente nos últimos anos, em 2006 a região continha cerca de 2.177 estabelecimentos de produção em 2017, esse valor passou para 6.021 estabelecimentos,

atualmente este se encontra em terceiro lugar, com produção concentrada principalmente nos estados da Bahia, Pernambuco e Ceará (BRAINER, 2018). O valor arrecadado com a floricultura no nordeste em 2017 foi de 129 R\$ milhões, deste valor 24 R\$ milhões era advindo na agricultura familiar (FREITAS; CASTRO, 2020). A produção de flores em Pernambuco se encontra distribuída em três regiões: Zona da Mata, Agreste e Sertão, regiões com potencialidades e características climáticas distintas (OLIVEIRA; BRAINER, 2007).

2.3 Comercialização da amarílis

A *Amaryllis* (*Hippeastrum hybridum* Hort.) é um gênero pertencente à família *Amaryllidaceae*, nativa da América Central e do Sul (DATTA, 2021). É uma planta bulbosa a qual tem suas espécies amplamente distribuídas nas regiões tropicais e subtropicais do mundo; estipula-se que existam por volta de mil híbridos de *Hippeastrum* distribuídos comercialmente (AZIMI; ALAVIJEH, 2020; XIONG et al., 2020). As formas de propagação desta espécie podem ser através de sementes, bulbos/ bulbilhos compensados, cortes basais dos bulbos, escamação dupla e cultura de tecidos (DATTA, 2021). Quanto a morfologia, estas plantas são caracterizadas por conter entre três e seis folhas com aspecto brilhante, semelhante a fitas (600 mm de comprimento e 50 mm largura), as folhas aparecem simultaneamente com as flores, podendo uma planta apresentar uma ou duas inflorescências, contendo de duas a cinco flores em formato de trombeta, podendo apresentar tamanho de até 550 mm com 200 mm de diâmetro (WANG et al., 2018). As flores são zoomórficas e se destacam devido ao seu tamanho e diversidade de colorações as quais incluem vermelho, branco, rosa, arenoso, laranja e / ou com veios de cores diferentes (AZIMI; ALAVIJEH, 2020).



Figura 2- Diversidade de cores e formatos flores de amarílis. Fonte: Marasek-Ciolakowska; Sochacki; Marciniak, (2021).

Considerada uma planta de fácil cultivo, por possuir boa adaptabilidade a condições de ambiente quente e úmido, esta vem se destacando no mercado mundial, contendo mais de 300 cultivares reconhecidas, as quais tem suas variedades exportadas por países como Holanda, África do Sul, Japão, Brasil e Estados Unidos (WANG et al., 2018). A amarílis está entre as 20 flores mais populares ao nível mundial, podendo ser usada como flores de corte, plantas de vaso ou de forma limitada em espaços verdes (AZIMI; ALAVIJEH, 2020). Amarílis vem se destacando com flor de corte nos últimos anos, em 2016 ocupou a décima primeira posição entre as flores de corte mais vendidas nos leilões de flores holandeses. Devido à alta demanda, grandes investimentos vêm sendo feitos para obtenção de novas variedades de amarílis, em que no período de 2015 a 2019 registrou se 113 variedades novas (MARASEK-CIOLAKOWSKA; SOCHACKI; MARCINIAK, 2021). As plantas de amarílis possuem boa adaptação ao cultivo no Brasil, isso ocorre em função destas possuírem um grande número de espécies nativas, endêmicas da região Amazônica (TOMBOLATO et al., 2010). A produção anual de bulbos de amarílis no país é de cerca de três milhões, concentrados em maior número no estado de São Paulo (Holambra) e Ceará (Paraipaba), com distribuição de cerca de 60% da produção total para exportação e 40% para mercado interno (MATEUS et al., 2010; TOMBOLATO et al., 2010). O processo de comercialização da

amarílis no Brasil ocorre como flor de vaso, corte, bulbos em grandes quantidades para exportação e bulbos avulsos. Contudo, a comercialização como flor de corte é considerada uma novidade promissora, informações do mercado atacadista de flores mostraram que em 2010 um único produtor chegou a comercializar 60 mil hastes de amarílis (TOMBOLATO et al., 2010). Em função da demanda no mercado alguns padrões de classificação comercial foram estabelecidos para comercialização como planta de vaso e flores de corte apresentados na tabela 1.

Tabela 1- Padrões de comercialização da amarílis como flor de vaso estabelecidos pela Cooperativa Veiling Holambra e como flor de corte adotados pelas principais cooperativas de produtores no mercado.

Requisitos	Flor de Vaso	Flor de Corte
Altura	A1 (23 e 46 com)	
	A2 (13 e 22com)	Mínimo 40
	B (<12 com)	
Número de Hastes	1 a 2	-
Diâmetro das Hastes (cm)		Finas (≤ 7 cm)
	Mínimo de 1,5	Intermediarias (8 a 10 cm)
		Grossas (>10 cm)
Tamanho do Botão Floral (cm)	8 a 12	-
Ponto de Abertura/ Colheita	A1 (Botões fechados)	A1 (Botões fechados)
	A2 (Início de abertura)	
Pico de Comercialização	Dia das Mães e Natal	Primavera (setembro)

Fonte: Adaptado do trabalho de Tombolato et al. (2010).

2.3 Condições edafoclimáticas para produção da amarílis

A amarílis é uma cultura altamente exigente em temperatura, apresentando temperaturas ótimas diferenciadas conforme estágio de desenvolvimento; na fase inicial de crescimento a temperatura ótima se encontra entre 18 e 20 °C, a partir do desenvolvimento foliar, temperaturas mais elevadas podem favorecer o desenvolvimento do bulbo e emissão do botão floral (PELLEGRINI, 2007; INKHAM; PIRIYAPONGPITAK; RUAMRUNGSRI,

2019). Hertogh; Gallitano, (1998) estabeleceram que, durante o ciclo produtivo, as temperaturas diurnas e noturnas ideais de 22/18 °C, as quais propiciam maiores rendimentos. Temperaturas muito baixas prejudicam o desenvolvimento da planta, já a ocorrência de altas temperaturas (acima de 30/26 °C) pode afetar a qualidade das hastes, causando redução na altura das plantas, tamanho e comprimento das folhas e alteração na cor das flores. Inkham; Piriyaongpitak & Ruamrungsri (2019) ao avaliarem o efeito das temperaturas de armazenamento e crescimento sobre o desenvolvimento, qualidade da flor e do bulbo de amarílis obtiveram temperatura ideal para crescimento de 25 °C, a qual resultou maior altura da planta, diâmetro da flor, diâmetro do bulbo, peso do bulbo fresco e seco.

Quanto à luminosidade, esta cultura é conduzida em condições de pleno sol, ou leve sombreamento. Condições de altas restrições luminosas, resultam em competição por fotoassimilados entre os bulbos e folhas, sendo um fator prejudicial para produção de bulbos e escapos florais (BROWN; BLACK, 2007; PELLEGRINI, 2007). Entretanto, em regiões de temperaturas muito elevadas o uso de sombreamento artificial é uma técnica de manejo utilizada para tornar possível a produção de hastes florais de qualidade durante os meses mais quentes do ano (SCHWAB et al., 2015).

A exigência hídrica desta cultura varia conforme com tipo de solo, época do ano, condições climáticas e fase de desenvolvimento (ZHENG et al., 2019), a fase de maior demanda por água é logo após o plantio, em que o solo deve ser mantido úmido, evitando-se o excesso de água que resulte no apodrecimento dos bulbos (BROWN; BLACK, 2007). Condições de déficit hídrico durante a fase de crescimento da planta pode resultar na antecipação da floração (PELLEGRINI, 2007). A qualidade da água é um fator crucial para bom desenvolvimento, uma vez que esta cultura é extremamente sensível à presença de sais na água. Condições de alta salinidade nos solos resultam necrose marginal e queima de pontas nas folhas basais maduras, inibição da floração e redução massa fresca de toda a planta (SHILLO et al., 2002).

A exigência nutricional a amarílis varia conforme com o estágio de desenvolvimento, os estádios iniciais são menos exigentes de modo, que se recomenda evitar níveis de nutrientes elevados durante a época do plantio (SILVA et al., 2014). Os macronutrientes mais absorvidos pela amarílis são o potássio e nitrogênio, e é recomendado a aplicação parcelada em pequenas quantidades de nitrogênio para evitar a perdas do nitrato por

lixiviação, as quais devem ser feitas no início e final do desenvolvimento vegetativo, garantido, assim, a disponibilidade de nitrogênio durante a fase vegetativa e reprodutiva da planta (JAMIL et al., 2016; SILVA et al., 2014).

2.4 Fisiologia das plantas sob estresse hídrico

O conhecimento das necessidades hídricas de uma cultura é de suma importância para obtenção de elevadas produtividades, redução de custos de produção e preservação dos recursos hídricos (MENEGAES et al., 2017). Na produção de flores, o manejo hídrico adequado é crucial, visto que reflete diretamente na qualidade do produto final, uma disponibilidade hídrica adequada pode resultar em maior atividade fotossintética, elevado acúmulo de massa seca, adequado desenvolvimento das plantas com fases fenológicas bem definidas, resultando em maior número de hastes florais e elevado valor comercial (GIRARDI et al., 2016).

Contudo, condições de baixa disponibilidade de água resultam em alterações fisiológicas como menor turgidez das células, alteração na abertura dos estômatos e na estrutura dos cloroplastos, redução da transpiração e taxa de assimilação de dióxido de carbono (ZAMPIROLLO et al., 2021). A redução da assimilação de CO₂ provoca a redução na atividade da enzima ribulose-1,5-bifosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco), para compensar essa redução na carboxilação promovida pela Rubisco, o NADPH se acumula e o aceptor de elétrons NADP⁺ fica indisponível, resultando no acúmulo de elétrons no final da etapa fotoquímica (CAMPOS et al., 2019). Os elétrons são direcionados para oxigênio molecular dando origem a radicais superóxidos, os quais juntamente com outras espécies reativas causam danos ao aparelho fotossintético, promovendo a peroxidação de membranas lipídicas e clorofilas (CAMPOS et al., 2019; POLLASTRINI et al., 2017; ZAMPIROLLO et al., 2021).

Para controlar o desequilíbrio advindo da baixa assimilação fotossintética e outros processos fisiológicos que levam a formação de espécies reativas de oxigênio (EROs), as plantas possuem um sistema de defesa antioxidante que atua protegendo as células de possíveis danos oxidativos, este é composto por enzimas, como superóxido dismutase (SOD), ascorbato peroxidase (APX), catalase (CAT) e, componentes não enzimáticos, como

ascorbato, glutathiona, carotenoides e compostos fenólicos (CAMPOS et al., 2019; SHARMA et al., 2012).

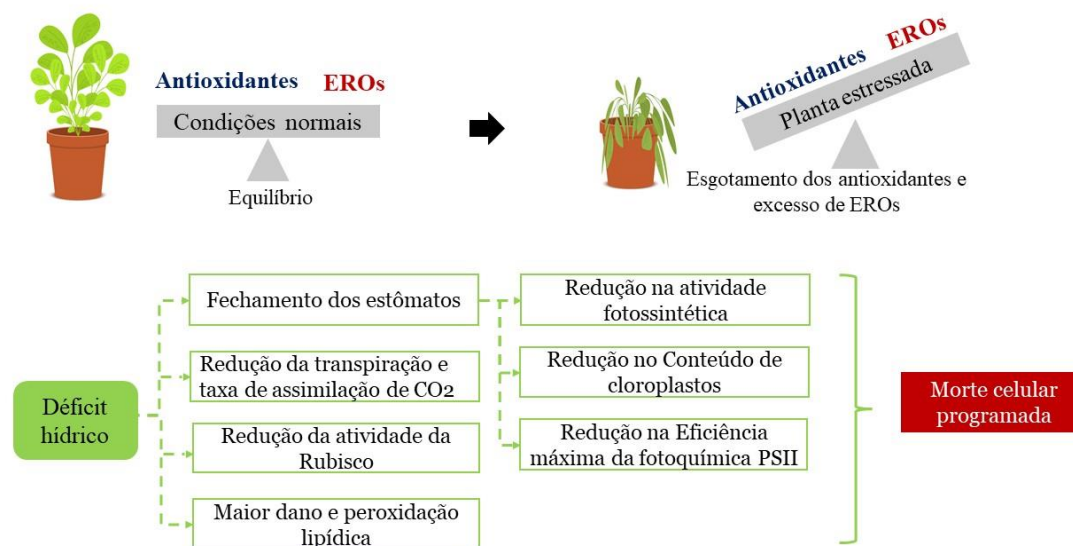


Figura 3- Consequências ocasionadas pelo déficit hídrico em plantas. Fonte: Autoral

O estresse hídrico também pode ocorrer em virtude do uso de irrigação excessiva. Nessas condições, o solo alagado leva a falta de oxigênio para as raízes, provocando a morte dos tecidos radiculares, favorecendo a fermentação láctica e acidose nas células, podendo também levar a redução na absorção de nutrientes e água devido falta de energia. Além disso, o uso de irrigações excessivas é uma prática extremamente onerosa, que promove a proliferação de doenças e lixiviação de fertilizantes, consequentemente poluição ambiental (NACKLEY et al., 2020).

Em espécies ornamentais, modificações em decorrência do estresse hídrico incluem redução da área foliar, acompanhada de um maior desenvolvimento radicular visando a maximização da absorção de água. Ademais, ocorre um aumento dos tecidos esponjoso e paliçádico, como estratégia para aumento da difusão de CO₂ para os espaços intracelulares. (GIORDANO et al., 2021).

Modificações no aparelho fotossintético estão entre as principais respostas das plantas a restrição de água, a fluorescência da clorofila *a* é frequentemente usado como uma medida indireta da avaliação dos danos causados, o estresse hídrico promove desequilíbrio entre a produção e utilização dos elétrons no fotossistema PSII, alterando o rendimento quântico

máximo dos centros de reação PSII (razão F_v/F_m), o qual em condições ideais varia de 0,78-0,85 (TOSCANO; FERRANTE; ROMANO, 2019). As modificações induzidas pelo estresse nas plantas afetam diretamente a aparência visual e coloração das folhas. A disponibilidade de energia para as plantas, em condições de déficit hídrico é reduzida, em decorrência da diminuição da atividade fotossintética, e produção de carboidratos, alterando a produção e durabilidade floral (GIORDANO et al., 2021). Condições de déficit hídrico na cultura na amarílis promovem uma redução na taxa fotossintética, altura das plantas, número de brotações e número de folhas. Além disso, ocasionam redução de parâmetros de qualidade dos bulbos tais como: massa fresca, circunferência e firmeza (INKHAM; PANJAMA; RUAMRUNGSRI, 2022).

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Avaliar o crescimento, desenvolvimento e as modificações fisiológicas, bioquímicas, anatômicas e de qualidade de hastes de amarílis cultivadas sob diferentes lâminas de irrigação. Além disso, estabelecer a evapotranspiração da cultura em ambiente de cultivo protegido e os coeficientes da cultura (K_c) da amarílis ao longo do ciclo de produção no semiárido brasileiro.

3.2 Objetivos específicos

- Avaliar o crescimento e desenvolvimento, por meio da delimitação de fenofases e de indicadores biométricos da amarílis cultivada sob diferentes regimes hídricos, de forma a gerar informações sobre a lâmina de irrigação ideal para o cultivo em condições semiáridas;
- Estabelecer o coeficiente da cultura (K_c) para cada etapa fenológica, desse modo produzir informações que viabilizem o cultivo com maior eficiência do uso da água.
- Descrever os efeitos dos regimes de déficit hídrico controlado sobre parâmetros fitoquímicos, fisiológicos, bioquímicos e anatômicos na cultura da amarílis.
- Determinar o impacto da disponibilidade hídrica na vida de vaso e nos atributos de qualidade pós-colheitas das hastes.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Localização e condições de cultivo

O trabalho foi desenvolvido em um viveiro (com 70% de sombreamento, provido por tela plástica), pertencente ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal da Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade acadêmica de Serra Talhada (UFRPE/UAST), localizada em Serra Talhada-PE, Brasil (07° 59' 31" S and 38° 17' 54" W) (Figuras 4A e B). A região apresenta segundo a classificação de Köppen, clima do tipo BSh, caracterizado como semiárido quente e seco, possuindo altitude de 481 m, temperatura média anual superior a 25°C, radiação média global de 17,74 MJ/m², umidade relativa média de 64,85% e precipitação média anual de 647 mm (ALVARES et al., 2013). As condições ambientais dentro do viveiro foram monitoradas diariamente através do uso do termo-higrômetro, sendo os dados de temperatura média e umidade relativa expressos na figura 4C. As entradas de água decorrente de eventos de precipitação foram evitadas por meio da utilização de um sistema de cobertura com filme de polietileno transparente.

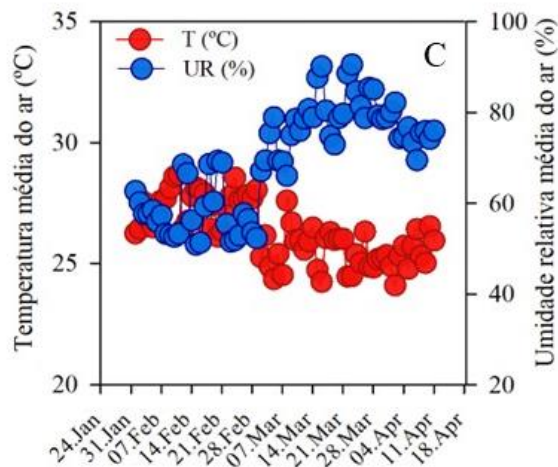
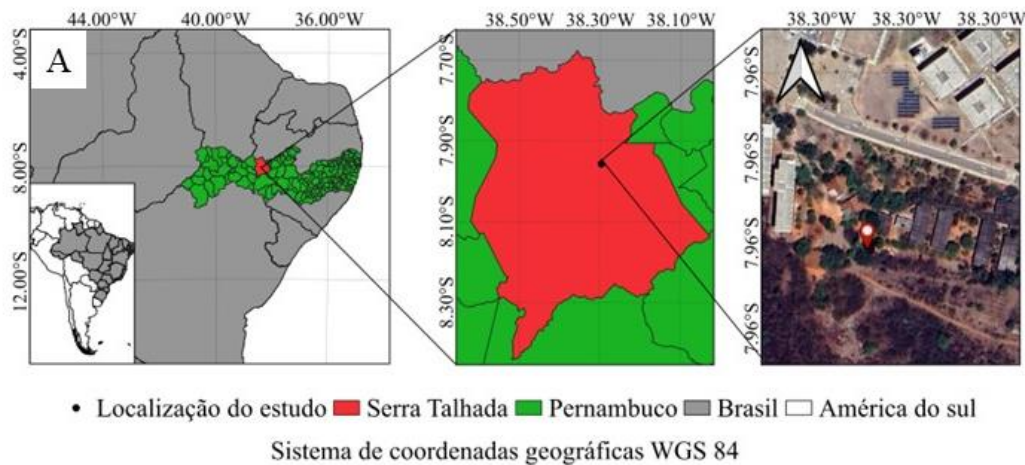


Figura 4- Mapa de localização da área de estudo situada na América do Sul, do Brasil, no Estado de Pernambuco, na Cidade de Serra Talhada (A), disposição das plantas (B), temperatura (°C) e umidade relativa média do ar (%) dentro do viveiro durante o período experimental de 24 de janeiro a 18 de abril de 2022 (B). Fonte: Autoral

4.2 Material vegetal, substrato, plantio, manejo hídrico e delineamento experimental

Bulbos de *Amarílis* (*Hippeastrum hybridum* Herb.) da variedade “Minerva” foram adquiridos da empresa Terra Viva, localizada na cidade de Santo Antônio de Posse - SP, Brasil (22° 36' 24" S e 46° 55' 9" W), com diâmetro de 6,5 cm. O plantio foi realizado em vasos plásticos com volume de 1000 mL (diâmetro inferior de 9,8 cm e superior de 14,7 cm), os quais foram preenchidos com substrato composto por uma mistura de solo e esterco bovino na proporção de 1:1 (v/v).

O solo utilizado foi coletado em uma área de vegetação Caatinga, classificado como Cambissolo Eutrófico Ta Háplico, posteriormente este foi passado em peneiras com malha de 4 mm e misturado com esterco bovino antes da colocação nos vasos para implementação do experimento. O substrato utilizado apresentou os seguintes resultados na análise química: P (Mehlich⁻¹) = 1031,1 mg dm⁻³; K^+ = 8,3 cmol_c dm⁻³; Na^+ = 1,9 cmol_c dm⁻³; Ca^{2+} = 3,6 cmol_c dm⁻³; Mg^{2+} = 2,9 cmol_c dm⁻³; SB = 16,7 cmol_c dm⁻³; CTC = 16,7 cmol_c dm⁻³; Saturação por bases (V%) = 100%; $C_{orgânico}$ = 24,4 dag kg⁻¹ e M.O = 42 dag kg⁻¹. Foi realizada uma adubação nitrogenada aos 30 dias após o plantio, com aplicação de 0,23g de ureia (CO(NH₂)₂) por vaso conforme Silva et al. (2014).

O manejo hídrico da cultura, foi realizado com base na Evapotranspiração de referência (ET_o), quantificada pela equação de Penman-Monteith, parametrizada pela FAO (PM - FAO56) (ALLEN et al., 1998):

$$ET_o = 0,408\Delta(Rn - G) + \left(\frac{900}{T_{med} + 273}\right)u_2(e_s - e_a)/\Delta + \gamma(1 + 0,34u_2)$$

Onde: ET_o = evapotranspiração de referência (mm dia⁻¹); Rn = saldo de radiação (MJ m⁻² dia⁻¹); G = fluxo de calor no solo (MJ m⁻² dia⁻¹); γ = constante psicrométrica (kPa °C⁻¹); t = temperatura do ar (°C); u = velocidade do vento (m/s); (e_s - e_a) = déficit de saturação do ar (kPa); Δ = declividade da curva de pressão de vapor d'água (kPa °C⁻¹).

Para estimativa da evapotranspiração de referência (ET_o) foram coletados durante todo período experimental dados diários das condições meteorológicas, fornecidos pelo Instituto Nacional de Meteorologia (INMET), com estação localizada no Município de Ibimirim (8° 30' 36" S 37° 42' 36" W), sendo o local com características climáticas mais próximas ao do ambiente de cultivo.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), tendo como tratamentos cinco lâminas de irrigação (LI), correspondendo a 20% (L1), 40% (L2), 60% (L3), 80% (L4) e 100% (L5-Controle) da evapotranspiração de referência (ET_o) (Figura 5). Cada tratamento, com 5 repetições, cada repetição composta com 3 réplicas (3 vasos), totalizando 25 unidades experimentais (Figura 5). Sendo adotado uma planta por vaso, totalizando 75 vasos. A aplicação da água foi realizada manualmente, mediante utilização de uma proveta graduada, com a reposição hídrica ocorrendo 3 vezes na semana.

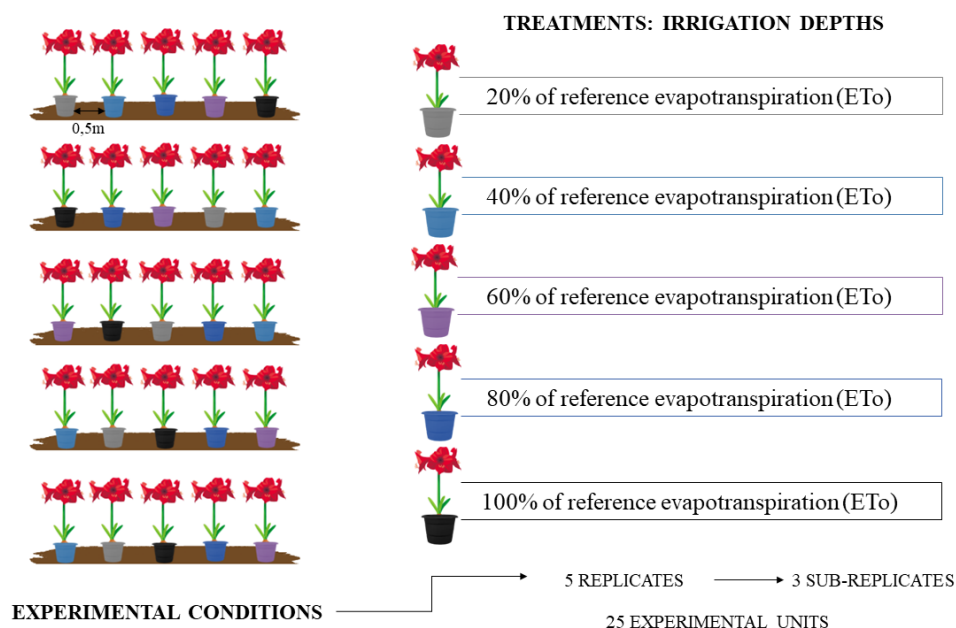


Figura 5- Croqui da área experimental. Fonte: Autoral

4.3 Avaliação de crescimento e desenvolvimento

O crescimento e desenvolvimento da cultura foi avaliado mediante a determinação dos seguintes parâmetros aos 50 dias após o plantio: Número de folhas (N^oFOL) determinado a partir da contagem de cada planta individualmente; altura foliar (AF), determinada através da medição com uso de régua graduada da base superior do bulbo até a parte mais alta da folha (cm); número de perfilhos (NP), determinado mediante a contagem; diâmetro dos perfilhos (DP), medido com o auxílio de um paquímetro a 3 cm do colo da planta (mm); comprimento haste floral (CHF), obtido através da medição com uso de régua graduada da base do escapo até a inserção da inflorescência (cm); número de flores (N^oFLOR), obtido mediante a contagem número total de flores por escapo floral da primeira haste; dias para abertura da primeira flor (DAF), determinado considerado o período, em dias, entre o plantio e a abertura da primeira flor da primeira inflorescência; diâmetro da flor (D.FLOR), obtido por meio da medição do diâmetro transversal da primeira flor por escapo floral, com a utilização de uma régua graduada, quando essa se apresentava totalmente aberta (mm) e longevidade média das flores (LONG.F), mediante a contabilização do período de dias entre abertura da primeira flor e o descarte, quando a última flor do escapo floral perdeu a cor e a estrutura.

Após as plantas atingirem o ponto mínimo de comercialização da amarílis como flor de vaso (botão floral inicia sua abertura) estabelecido pela Veiling, aos 50 dias após o plantio procedeu-se com a determinação da biomassa fresca e seca. Inicialmente foram retiradas plantas de cada tratamento, as quais foram separadas em bulbo + raízes, folhas e flores, lavadas e pesados para obtenção da biomassa fresca total (BFT), biomassa fresca do bulbo + raízes (BFB), biomassa fresca das folhas (BF-FOL) e biomassa fresca das flores (BF-FLOR). Em seguida esse material foi seco em estufa com circulação forçada de ar a 55°C por 48 horas e novamente pesado para obtenção biomassa seca total (BST), biomassa seca do bulbo + raízes (BSB), biomassa seca das folhas (BS-FOL) e biomassa seca das flores (BS-FLOR). Posteriormente foi determinado o teor de água total (TA) por meio da seguinte equação:

$$TA = \left(\frac{BFT - BST}{BFT} \right) * 100$$

Onde: TA = teor de água total, (%); BFT = biomassa fresca total, (g); BST = biomassa seca total, (g).

4.4 Fração da radiação fotossinteticamente ativa interceptada (PAR_{in}), índice de área foliar (IAF) e eficiência do uso da radiação (EUR)

A interceptação da radiação fotossinteticamente (PAR_{in}) e o índice de área foliar (IAF) foram determinados a cada 5 dias através do uso do aceptômetro AccuPAR (Model LP – 80, PAR/LAI, Decagon devices®). As leituras foram realizadas durante o período matutino (11 às 13 horas). Em cada planta, a sonda foi posicionada uma vez acima e quatro vezes abaixo do dossel, de forma alternada (cada lado), mantendo-se sempre o equipamento nivelado para realização das leituras. A fração da radiação fotossinteticamente ativa interceptada (PAR_{in}) foi obtida utilizando a seguinte equação:

$$PAR_{in} = 1 - \frac{PAR_a}{PAR_b}$$

onde: PAR_{in} = fração da radiação fotossinteticamente ativa interceptada (MJ/m²); PAR_a = radiação fotossinteticamente ativa acima do dossel (MJ/m²) e PAR_b radiação fotossinteticamente ativa baixo do dossel (MJ/m²).

A IAF e PAR_{in} foram ajustados por meio de modelos sigmóides com a variável independente (dias após o plantio). Por meio dos dados do PAR, calculou-se a eficiência do uso da radiação (EUR) através da seguinte equação:

$$EUR = \left(\frac{y}{PAR_{in}} \right) 100$$

Onde: y =Rendimento em massa seca ($t\ ha^{-1}$); PAR_{in} = fração da radiação fotossinteticamente ativa interceptada (MJ/m^2).

4.5 Fenofases e ponto de colheita da Amarílis

As fenofases (ϕPh) e o ponto de colheita das hastes foram definidos com base na taxa de crescimento do escapo floral ($\partial TCF / \partial t$) a partir dos dados sobre o crescimento do escapo floral (TCF) avaliados a cada cinco dias. $\partial TCF / \partial t$ foi calculado a partir da derivada de modelos sigmóides ajustados entre o TCF e os dias após o plantio (DAP). A transição entre as fenofases e o momento ideal para colheita foram descritos na figura 6.

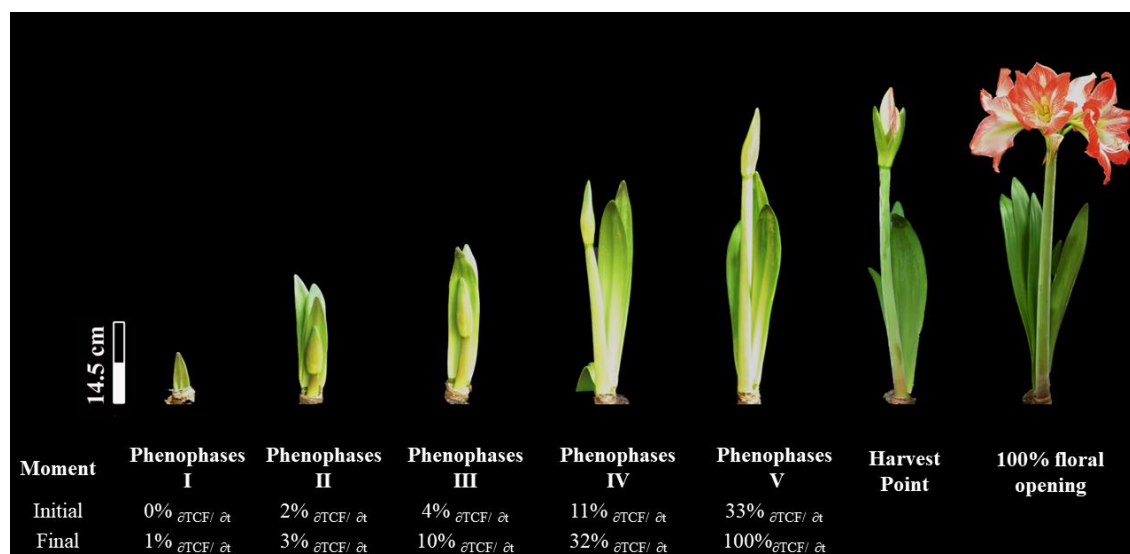


Figura 6- Definição dos limites inicial e final das fenofases e tempo ideal para colheita com base na taxa de crescimento floral ($\partial TCF / \partial t$).

4.6 Evapotranspiração da cultura (ET_c), eficiência do uso da água (WUE) e coeficiente da cultura (K_c)

A determinação da evapotranspiração da cultura foi realizada segundo a metodologia proposta por Girardi et al. (2016), utilizando a equação do balanço hídrico, foi contabilizando as entradas e saídas de água do vaso, devido cultivo ser realizado em ambiente protegido a

única entrada de água foi por meio da irrigação, sendo considerado desprezível o escoamento superficial. A evapotranspiração real da cultura foi obtida através da seguinte equação:

$$ETc = \sum_{i=1}^L M_i - \sum_{i=1}^L M_{i+1} + I - D$$

Onde: ETc = evapotranspiração real da cultura em um intervalo de tempo Δt de 2 dias; M_i = massa de substrato e água contida no vaso no início do intervalo de tempo (Δt) considerado; i = índice representando o intervalo de tempo (Δt) considerado para o balanço; M_{i+1} = massa de substrato e água remanescente no final do intervalo de tempo (Δt) considerado; I é a irrigação aplicada no vaso no intervalo de tempo Δt e D = percolação (ou drenagem) que eventualmente possa ocorrer.

A variação do armazenamento de água no vaso ($M_i - M_{i+1}$) foi determinada mediante a pesagem dos vasos três vezes por semana em uma balança com capacidade de 40kg. Os valores obtidos pela diferença de peso (g /dia⁻¹) foram transformados em lâmina de água (mm dia⁻¹).

A eficiência do uso da água foi calculada através da seguinte equação (LIU et al., 2019):

$$WUE = \left(\frac{y}{ETc} \right) 100$$

Onde: y =Rendimento em massa seca (t ha⁻¹); ETc total = evapotranspiração total da cultura (mm).

Os valores diários do coeficiente da cultura (Kc) foram determinados para a lâmina que proporcionou o maior comprimento da haste floral e diâmetro das flores, por meio da relação entre a evapotranspiração da cultura (ETc) e a ETo utilizando-se a seguinte equação (ALLEN et al., 1998):

$$Kc = \frac{ETc}{ETo}$$

Onde: Kc = coeficiente de cultura; ETc = evapotranspiração da cultura (mm dia⁻¹), e ETo é a de evapotranspiração de referência (mm dia⁻¹).

4.7 Fluorescência da clorofila *a*

Os dados de fluorescência da clorofila *a* foram determinados aos 20 e 40 dias após o plantio mediante o uso de um fluorômetro de luz portátil MINI-PAM II (Heinz Walz, Alemanha) tendo como base a metodologia proposta por Kitajima; Butler, (1975). As coletas de dados foram realizadas durante período matutino, uma folha verde totalmente desenvolvida foi selecionada e com auxílio de pinças metálicas, a região do terço médio da folha foi submetida a adaptação ao escuro, por 50 minutos. As medidas foram obtidas em intervalos de 40 segundos durante período de 8 minutos para cada folha. Foram determinados os parâmetros de rendimento quântico máximo do fotossistema II (F_v/F_m), rendimento quântico efetivo do fotossistema II ($\Delta F/F_m'$), coeficiente de extinção fotoquímico (qP), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e taxa de transporte aparente de elétrons (ETR). Para a melhor visualização das diferenças entre parâmetros fluorescência da clorofila foram expressos os resultados pontuais para $\Delta F/F_m'$, qP , NPQ e ETR determinados a 1470 ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ DFFF).

4.8 Clorofilas *a*, *b* e totais e carotenoides totais

O conteúdo de Clorofila *a* (Chl *a*), clorofila *b* (Chl *b*), clorofilas totais (Chl totais) e carotenoides totais (Car totais) foi determinado aos 20 e 40 dias após o plantio segundo adaptação da metodologia proposta por Lichtenthaler; Buschmann. (2001). Amostras de folha fresca (0,5 g) foram pesadas e solubilizadas em 5 mL de acetona (80%). Em seguida as amostras foram centrifugadas a 6000 g por 15 minutos a 4°C. O sobrenadante foi retirado e as leituras foram realizadas usando um espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra), nos comprimentos de onda de 470, 645 e 663 nm, Os teores de Chl *a*, Chl *b*, Chl totais e Car totais em $\text{mg g}^{-1} \text{MF}^{-1}$ foram calculados por meio das seguintes equações:

$$\text{Chl}_a = \left[\frac{(12,25 * A_{663} - 2,79 * A_{645})}{1000 * W} \right] * V$$

$$\text{Chl}_b = \left[\frac{(21,5 * A_{645} - 5,10 * A_{663})}{1000 * W} \right] * V$$

$$\text{Chl}_{\text{totais}} = \text{Chl}_a + \text{Chl}_b$$

$$\text{Carotenoides} = \left[\frac{(1000 \cdot A_{470}) - (1,82 \cdot \text{Chl}_a) - (84,02 \cdot \text{Chl}_b)}{198} \right]$$

Onde: A é a absorbância, V o volume final do extrato (5 mL), e W o peso em gramas do tecido vegetal (0,5 g).

4.9 Carboidratos solúveis totais, peroxidação lipídica e peróxido de hidrogênio

Os carboidratos solúveis totais foram determinados 20 e 40 dias após o plantio de acordo a metodologia proposta por Dubois et al. (1956), com modificações. Amostras de folha fresca (0,2g) foram pesadas, homogeneizadas em 1,5 mL de tampão fosfato de potássio 0,1 M (pH 7,0). O homogenato foi então centrifugado a 12.000 g por 15 min a 4°C. Em seguida, em tubos de ensaio, foram adicionadas alíquotas de 50 µL do extrato, 450 µL de água ultrapura, 500 µL de fenol a 5% e 2500 µL de ácido sulfúrico (P.A). Posteriormente, os tubos foram agitados em um agitador magnético e mantidos em repouso por 15 min, imersos em banho de gelo até as leituras serem realizadas no espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra) a 490 nm. A curva de calibração foi construída por meio de uma solução de glicose anidra. O teor de carboidratos solúveis totais foi expresso em g de carboidratos por 100 g⁻¹ MF.

O nível de peroxidação lipídica foi estimado pelo conteúdo de substancias relativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS) presentes 20 e 40 dias após o plantio segundo a metodologia descrita por Coelho Júnior et al. (2019), com algumas modificações. Amostras de 0,1 g das folhas foram homogeneizadas em 1 mL de ácido tricloroacético a 6 % (TCA). Em seguida o homogenato foi centrifugado a 7960 g por 15 min a 4 °C, foi retirado uma alíquota de 0,5 mL do sobrenadante a qual foi adicionada 1,5 mL de meio de reação contendo 0,5% de ácido tiobarbitúrico (TBA) em 20% TCA. A mistura foi aquecida a 95 °C por 30 min e posteriormente resfriada em banho de gelo por 5 min. As leituras foram registradas em espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra), a 532 e 660 nm. O conteúdo de TBARS foi estimado mediante uso do coeficiente de absorção de 155 m mol⁻¹ cm⁻¹ e expresso em nmol g⁻¹ MF.

A quantificação do conteúdo de Peróxido de Hidrogênio (H₂O₂) foi determinada aos 20 e 40 dias após o plantio de acordo com as metodologias de Kasnak; Palamutoglu. (2021) e Zheng et al. (2019), com modificações. Amostra de 0,1g das folhas foram homogeneizadas

em 2 mL de ácido tricloroacético 0,1 % (TCA). Em seguida, o homogenato foi centrifugado a 12000 g por 15 min a 4°C. Uma alíquota de 0,6 mL do sobrenadante foi adicionada a 1,4 mL de meio de reação contendo 0,7 mL de iodeto de potássio e 0,7 mL de tampão fosfato de potássio (pH=7). As leituras foram registradas em espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra), com absorbância de 390 nm. O conteúdo de peróxido de hidrogênio foi determinado com base na curva padrão H_2O_2 e expresso em $\mu\text{mol g}^{-1} \text{MF}$.

4.10 Extração e ensaio enzimático

Para obtenção do extrato enzimático, 0,1g do tecido foliar coletados 20 e 40 dias após o plantio (que foram imediatamente congeladas em nitrogênio líquido e armazenadas em ultrafreezer (-80°C) após a coleta) foram macerados com auxílio de nitrogênio líquido e homogeneizados em 2 mL de tampão fosfato de potássio 0,1 M (pH 7,0, contendo 10 mM EDTA, 200 mM de ácido ascórbico – AsA e polivinil polipirrolidona insolúvel (PVPP) 1% (p/v)). Em seguida, o extrato foi centrifugado a 12000 g por 23 min, a 4°C.

4.11 Proteínas solúveis totais (TSP) e atividade da superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX)

O conteúdo de proteínas solúveis totais presentes no extrato enzimático foi obtido através da metodologia proposta por Bradford, (1976), com adaptações. Alíquotas 10 μL do sobrenadante (obtido no item 4.10) foram adicionados a 90 μL do tampão fosfato de potássio pH 7,0 (0,1 M) e 1000 μL da solução de Bradford, homogeneizadas em agitador de tubos e mantidas em repouso por 15 min. Após o período de incubação, as leituras foram realizadas a 595 nm. O conteúdo de proteína foi estimado de acordo com curva padrão elaborada com albumina do soro bovino (BSA), sendo determinada em $\text{mg proteína g}^{-1} \text{MF}$.

A atividade da Superóxido dismutase (SOD) foi determinada segundo a metodologia proposta por Giannopolitis; Ries (1977), com adaptações. Alíquotas de 100 μL do sobrenadante foram adicionadas a 1660 μL de tampão fosfato de potássio (50 mM) (pH 7,8) contendo 1 μM EDTA e 13 mM de metionina, 200 μL de Nitro blue tetrazolium chloride (NBT) (1mM) e 40 μL de riboflavina (1mM). A reação foi conduzida em uma câmara de luz, composta por lâmpadas fluorescentes de 18 W, por 15 minutos. Após esse período, as leituras foram realizadas em espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra) à 560

nm. A atividade foi determinada com base na inibição da redução de NBT, em que a unidade de atividade corresponderá a quantidade da enzima necessária para inibir 50% da fotorredução do NBT. Atividade foi expressa em $\text{U mg}^{-1} \text{ proteína min}^{-1}$.

A atividade da catalase foi determinada segundo a metodologia proposta por Cakmak; Strbac; Marschner, (1993) e Havir; Mchale, (1987), com modificações. Para o ensaio, alíquotas de 25 μL do extrato enzimático (obtido no item 4.10) foram adicionados a 25 μL de água ultrapura e 900 μL de tampão fosfato de potássio (50 mM, pH 7,0) e mantidas em banho-maria a 27 °C. No momento da leitura, foi então adicionado 50 μL de H_2O_2 (20 mM). Foi feito o acompanhamento do decaimento da absorbância a 240 nm por 1,5 minutos, com leituras realizadas em espectrofotômetro de forma sucessiva, a cada 10 segundos. A atividade da catalase foi calculada com base no coeficiente de extinção molar de $39,4 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ para H_2O_2 , e expressa em $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ mg}^{-1} \text{ proteína min}^{-1}$.

A atividade da ascorbato peroxidase (APX) foi determinada segundo a metodologia proposta por Nakano; Asada, (1981), com adaptações. Para o ensaio, alíquotas de 25 μL do extrato enzimático (obtido no item 2.10) foram adicionados a 25 μL de água ultrapura e 900 μL do tampão fosfato de potássio (111 mM; pH 7,0), 50 μL de ácido ascórbico (10 mM) e mantidas em banho-maria a uma temperatura de 27 °C por 5 minutos. No momento da leitura, foram então adicionados 50 μL de H_2O_2 (30 mM). Foi feito o acompanhamento do decaimento da absorbância a 290 nm por 1,5 minutos, com leituras realizadas em espectrofotômetro de forma sucessiva a cada 10 segundos. A atividade da ascorbato peroxidase foi calculada com base no coeficiente de extinção molar de $2,8 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$, e expressa em $\mu\text{mol AsA mg}^{-1} \text{ proteína min}^{-1}$.

4.12 Preparo do extrato metanólico

Para a obtenção do extrato metanólico, amostras de 0,2 g do tecido foliar coletados 20 e 40 dias após o plantio (que foram imediatamente congeladas em nitrogênio líquido e armazenadas em ultrafreezer (-80°C) após a coleta) foram maceradas e homogeneizadas em 1,5 mL de metanol (P.A) e posteriormente foram mantidas em repouso por 24 h no escuro, a 4° C. Após esse período, os extratos foram centrifugados a 9000 g por 21 minutos a 5°C.

4.13 Compostos fenólicos totais (CFT), ácido ascórbico (AA), capacidade antioxidante pelos métodos de eliminação de radicais 2, 2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) e poder redutor do ferro (FRAP)

O conteúdo de compostos fenólicos totais foi determinado pela metodologia proposta por Jaramillo-Flores et al. (2003), com adaptações. Foram utilizados 100 µL do sobrenadante (obtido no item 4.12), 400 µL de água ultrapura e 500 µL do reagente Folin–Ciocalteu (1 N). A mistura foi homogeneizada em vórtex (TECNAL, AP56, Araraquara, Brasil) e permaneceu em repouso por 2 minutos. Em tubos de ensaio, foram acrescentados 500 µL de uma solução aquosa de carbonato de sódio a 20% (p/v) e a mistura permaneceu em repouso por 30 min. As leituras foram realizadas em um espectrofotômetro (Libra S8, Biochrom Cambridge, Inglaterra), a 757 nm. Para a construção da curva de calibração foi utilizada uma solução padrão de ácido gálico. Os resultados foram expressos em mg de ácido gálico 100 g⁻¹ MF.

O conteúdo de ácido ascórbico foi determinado pelo método proposto por Sánchez-Rangel et al. (2013), com adaptações. Para o ensaio, foram utilizados 100 µL do sobrenadante (Item 4.12), 400 µL de água ultrapura e 500 µL do reagente Folin–Ciocalteu (1 N). A mistura foi homogeneizada em vórtex (TECNAL, AP56, Araraquara, Brasil) e permaneceu em repouso por 2 minutos. As leituras foram realizadas em um espectrofotômetro (Biochrom, Libra S8, Cambridge, Inglaterra) à 765 nm. Para a construção da curva de calibração foram utilizadas soluções padrão de ácido ascórbico (0 - 200 µM). A concentração de AA total foi expressa em mg de ácido ascórbico g⁻¹ MF.

A capacidade antioxidante pela captura do radical livre DPPH foi determinada de acordo com a método proposto Brand-Williams; Cuvelier; Berset, (1995). Para o ensaio, foram adicionados 840 µL de DPPH (0,1 mM) e 60 µL do sobrenadante (obtido no item 4.12), as amostras foram homogeneizadas em agitador de tubo e mantidas em repouso por 30 minutos (tempo este que foi determinado a partir de monitoramento teste a cada 10 minutos a fim de averiguar a redução da absorbância até sua estabilização). Após os 30 minutos de reação, foram realizadas leituras em espectrofotômetro a 517 nm. O decaimento da absorbância das amostras correspondeu na porcentagem de sequestro de radicais livres (%SRL), e foi obtido através da seguinte equação:

$$(\%SRL) = (Abs_{Controle} - Abs_{amostra}) / Abs_{Controle}$$

Sendo a absorbância do controle DPPH obtida utilizando-se 840 μL de DPPH (0,1 mM) e 60 μL do extrator (metanol P.A).

A atividade antioxidante avaliada pelo método FRAP (Poder de Redução do Ferro) foi determinada de acordo com a metodologia proposta por Benzie; Strain, (1996), com adaptações. Uma alíquota de 900 μL do reagente FRAP (composto por 25 mL de tampão fosfato (0,3 M; pH 3,6), 2,5 mL da solução de TPTZ (10 mM) e 2,5 mL de solução aquosa de cloreto férrico (20 mM)) foi adicionada a 30 μL do sobrenadante (obtido no item 4.12). Posteriormente, as amostras foram homogeneizadas em agitador de tubos e mantidas em repouso por 30 minutos, a 37°C (em banho-maria), no escuro. Após o período de incubação, as leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 594 nm. O potencial antioxidante dos extratos foi determinado com base numa curva de calibração, obtida usando sulfato ferroso ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) em concentrações entre 0 e 2000 μM . Os resultados foram expressos em mM $\text{Fe}^{2+} \text{ kg}^{-1}$.

4.14 Avaliações durabilidade pós-colheita

Hastes de amarílis variedade “Minerva” foram obtidas do cultivo em viveiro visando verificar o efeito de diferentes regimes hídricos aplicados durante o desenvolvimento da cultura na fisiologia pós-colheita. A colheita das hastes foi realizada quando estavam no ponto de colheita A1 (apresentando os botões das flores apertados e fechados dentro da bainha, ou parte da bainha dividida). Para tanto, foi realizado o corte das hastes 25 cm abaixo a inflorescência, estas foram mantidas com as bases imersas em água. Após a colheita, as hastes foram transportadas para o laboratório pertencente à Pós-Graduação em Produção Vegetal, aparadas novamente em cerca de 2 cm debaixo de água, posteriormente estas foram colocadas em vasos contendo 500 mL de água destilada e mantidas em condições de iluminação ($13 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}$) e refrigeração constante ($19 \pm 2^\circ\text{C}$ e UR 65%).

No dia da colheita (dia 0) e aos 10 dias foram obtidas amostras de quatro pétalas por tratamento e quantificado o conteúdo de clorofilas *a*, *b* e totais e carotenoides totais (LICHTENTHALER; BUSCHMANN, 2001) e carboidratos solúveis totais (DUBOIS et al., 1956), conforme metodologia descrita anteriormente. Além disso, foram realizadas medições de cor, quantificação de flavonoides totais, antocianinas totais e dano de membrana no dia

da colheita (dia 0) e ao final do período durabilidade (dia 10), e as seguintes avaliações a cada dois dias: Análise visual e vida de vaso, porcentagem de abertura floral, pH e condutividade elétrica da solução.

4.14.1 *Evolução visual*

As hastes colhidas foram mantidas em ambiente climatizado, sob iluminação artificial constante (laboratório), e retiradas a cada dois dias para avaliação do aspecto visual, conforme uma escala de notas de cinco pontos (Figura 7). O limite de comercialização adotado foi a nota 3. A vida da flor em vaso foi obtida mediante a contagem do número de dias decorridos entre a colheita das hastes até que estas apresentem notas inferiores a 3.



EXCELENTE : hastes turgidas apresentando todos os botões florais fechados, sem defeitos visíveis, coloração uniforme, ponto ideal para transporte e comercialização (**Nota 5**)

BOM: hastes turgidas apresentando até duas flores semiabertas, sem defeitos visíveis, coloração uniforme, maior dificuldade durante o transporte, ponto comercial aceitável (**Nota 4**)

INTERMEDIÁRIA: hastes turgidas apresentando até duas flores totalmente abertas, sem defeitos visíveis, coloração uniforme, ponto inadequado para transporte e limite para comercialização (**Nota 3**)

REGULAR: hastes com pétalas apresentando murchamento e perda da pigmentação, ponto inadequado para comercialização, porém, aproveitável a um menor custo (**Nota 2**)

RUIM: hastes apresentando abscisão, murchamento das flores e perda da pigmentação, não comercializável (**Nota 1**)

Figura 7- Escala de cinco pontos sobre a conservação da amarílis (var. Minerva) para comercialização como flor de corte. Fonte: Autoral

4.14.2 *Abertura floral*

O número de flores totalmente abertas (NFA) foi contabilizado a cada dois dias e a porcentagem de abertura floral foi obtida através da seguinte equação:

$$AF(\%) = \frac{NFA}{NFT}$$

Onde: NFT= número de flores por planta.

4.14.3 Medidas de cor

As medidas de cor das pétalas foram por meio do uso de um colorímetro portátil (RGB-1002, Lutron). Os parâmetros de cor RGB foram determinados na superfície adaxial de 3 pétalas por repetição e convertidos para valores CIE (Commission International de l'Eclairage) L*a*b*. L* corresponde à claridade (0 -100, do mais escuro ao mais claro), a* corresponde às variações do verde (- a) ao vermelho (+ a) e b* é atribuído às variações do azul (- b) ao amarelo (+ b). A conversão de valores foi realizada usando um software online disponível em site público (Converter | EasyRGB, 2023). Os dados de a* e b* foram posteriormente convertidos em valores de saturação de croma (C*) de acordo com a metodologia de Espino-Díaz et al. (2010), por meio da seguinte equação:

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

4.14.4 Flavonoides e antocianinas totais

O conteúdo de flavonoides e antocianinas totais foi determinado segundo a metodologia proposta por Francis, (1982), com adaptações. Amostras de 0,025g das pétalas foram homogeneizadas em 2 mL de etanol (99.4%), contendo HCl (1%). Posteriormente o homogenato foi mantido em repouso por 12 horas, em ambiente protegido da luz. As leituras foram registradas em espectrofotômetro (Modelo libra S8 Biochrom, Cambridge, Inglaterra) nos comprimentos de 374 e 535 nm. Os teores de flavanoides e antocianinas totais em mg 100g⁻¹ MF⁻¹ foram calculados através das seguintes equações:

$$Flavonoides = \frac{A_{374} \times 8000}{76,6}$$

$$Antocianinas = \frac{A_{535} \times 8000}{98,2}$$

4.14.5 Dano de membrana

O dano de membrana nas pétalas foi determinado seguindo o método descrito por Singh; Kumar; Kumar, (2008), com algumas modificações. Cinco discos (1 cm de diâmetro)

das pétalas foram colocados juntos em tubo de ensaio contendo 10 mL de água destilada. A leitura inicial foi feita usando condutivímetro de bancada (TECNAL, TEC-4MP, Piracicaba, Brasil) após incubação dos tubos de ensaio em temperatura ambiente por 4 h. Em seguida, para liberar todos os eletrólitos, os tubos de ensaio foram colocados em banho maria (TECNAL, TE-056 mag, Piracicaba, Brasil) por 30 minutos, a 98°C, e posteriormente imersos em banho de gelo por 5 minutos. A condutividade final foi registrada e a porcentagem de dano de membrana calculado através da seguinte fórmula:

$$\text{Índice de estabilidade da membrana (\%)} = (C1/C2) \times 100$$

Onde: C 1= condutividade elétrica dos discos após 4 h de incubação à temperatura ambiente e C 2 = condutividade final da solução.

4.15 Avaliações anatômicas e densidade estomática

As avaliações dos parâmetros anatômicos foram obtidas mediante a coleta das folhas totalmente expandidas, livre de patógenos e sem danos aparentes, e secções da haste floral, no fim do período de durabilidade pós-colheita (vida de vaso). Foram retiradas amostras foliares de 1 cm² da região mediana do limbo foliar, a 1 cm de distância da nervura central e das hastes florais foram coletadas amostras com 1 cm² com altura de aproximadamente 2 cm acima da base inferior. No momento da coleta, as amostras foram fixadas no FAA 50% por 3 dias (JOHANSEN, 1940). Posteriormente, as amostras fixadas foram desidratadas em série etílica crescente (50%, 60% e 70%), seguido pelo processo de pré-infiltração, infiltração e polimerização da historesina, segundo as orientações do kit historesina hidroxietilmetacrilato, Leica, Heidelberg (BRITO et al., 2022). Foram feitas seções transversais de 5 µm de espessuras nas amostras através do uso de micrótomo semiautomático (CUT-5062), em seguida foram produzidas lâminas semipermanentes montadas com Entellan® (JOHANSEN, 1940). Foi utilizado o corante metacromático azul de toluidina para visualização de estruturas celulósicas (azul), mucilagens e pectinas (roxo) e ligninas e compostos fenólicos não estruturais (verde) (BRITO et al., 2022). Para a observação específica da presença de amido, as lâminas foram coradas com lugol (JOHANSEN, 1940).

A determinação da densidade estomática foi realizada mediante a impressão em éster de cianoacrilato (cola instantânea) das faces abaxiais e adaxiais, para isso em lâminas microscópicas contendo cola instantânea foram pressionadas as faces das folhas por 10 segundos, promovendo a impressão das características epidérmicas da folha na lâmina (BRITO et al., 2022). A densidade estomática (SD) foi obtida pela razão entre número de estômatos por unidade de área ($SD = n^{\circ} \text{ de estômatos} / \text{área (mm}^2\text{)}$). As imagens foram registradas mediante uso de microscópio óptico (LX 500) acoplado a uma câmera digital, e analisadas através do software Image-pro Plus 4.5.0.

4.16 Tratamentos dos dados e análise estatística

Todos os dados foram submetidos aos testes de normalidade (Shapiro-Wilk) e homocedasticidade (Levene). Os dados referentes as avaliações de crescimento, biomassa, ET, EUA e EUR, foram submetidos a análise de variância (ANOVA monodirecional) pelo teste F, quando significativo ($P < 0.05$) foram ajustadas curvas de regressão. Os dados referentes as variáveis fisiológicas e bioquímicas foram analisados através da ANOVA-bidirecional Two-Way, tendo como fatores as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% ET_o) e o estágio de desenvolvimento (20 e 40 DAP). Quando o teste F foi significativo e houve efeito de interação entre os fatores, procedeu-se com o teste de Tukey a 5% de probabilidade. Quando não houve efeito interativo ajustou-se curvas de regressão para o fator lâminas de irrigação e teste de Tukey para o fator estágio de desenvolvimento. Com os dados da PAR_{in}, IAF e $\partial TCF / \partial t$ foram ajustadas curvas sigmóides utilizando como critérios a significância do modelo ($p < 0,05$) e coeficiente de determinação (R^2) superior a 0,85. Os dados referentes as avaliações pós-colheita foram submetidos a ANOVA bidirecional, considerando os fatores lâminas de irrigação e dias de conservação, quando da significância do teste F ($P < 0.05$), realizou-se o teste de Tukey 5% de probabilidade. Todas as avaliações foram realizadas utilizando cinco repetições por tratamento. A análise de componentes principais (PCA) foi realizada através dos valores médios de todas as variáveis avaliadas, os quais foram decompostos em conjuntos de vetores ortogonais. Os resultados da matriz de correlação foram exibidos em biplots com sua distribuição no espaço de ordenações, variâncias e correlação Pearson. Todos os procedimentos de análise estatística foram realizados através do software Excel XLSTAT v2018 (Addinsoft, Paris, França,

www.xlstat.com). Os gráficos foram confeccionados utilizando o software Sigma Plot versão 14.

5. RESULTADOS

5.1 Impacto da disponibilidade hídrica no crescimento e desenvolvimento

O número de folhas (NºFOL), altura foliar (AF), número de perfilhos (NP), diâmetro dos perfilhos (DP), comprimento da haste floral (CHF), número de flores (NºFLOR), longevidade das flores (LONG.F), biomassa fresca e seca do bulbo (BFB, BSB), biomassa fresca da folha (BF-FOL), biomassa seca e fresca da flor (BF-FLOR, BS-FLOR), biomassa fresca total (BFT), evapotranspiração (ET) e eficiência do uso da radiação (EUR) não foram significativamente afetados ($p>0.05$) pelas lâminas de irrigação estudadas (Tabela 2).

Verificou-se que o número de dias para abertura floral (DAF) e a biomassa seca total (BST) apresentaram o modelo de regressão quadrática significativo (Tabela 2). À medida que se aumentou a quantidade de água até a lâmina correspondente a 60% ETo, houve um aumento da números de dias para abertura floral (DAF), o qual tendeu a reduzir nas lâminas 80% e 100% ETo (Tabela 2). Por outro lado, a maior biomassa seca total (BST) foi obtida na lâmina correspondente a 40% da ETo, reduzindo no aumento na quantidade de água aplicada (60, 80 e 100% da ETo) (Tabela 2). O diâmetro das flores (D.FLOR), a biomassa seca das folhas (BS-FOL) e o teor de água (TA) apresentaram modelo de regressão linear significativo, na qual à medida que se aumentou as lâminas de água, houve um incremento nestes parâmetros (Tabela 2). A maior eficiência do uso da água foi obtida nas plantas submetidas a lâmina correspondente a 20% ETo, decrescendo até a lâmina de 80% da ETo (Tabela 2).

Tabela 2- Efeito das lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET_o)) sobre variáveis biométricas da cultura da Amarilis cv. Minerva

Variáveis	Unidade	Lâminas de irrigação (%ET _o)					Equação	R ²	P-Valor
		20	40	60	80	100			
NºFOL	-	5.3	5.0	5.8	5.0	5.5	$\hat{Y} = 5.2 + 0.002x$	0.059	1.00
AF	cm	16.1	15.0	24.6	40.5	33.1	$\hat{Y} = 8.01 + 0.297x$	0.740	0.10
NP	-	1.3	2.0	1.8	1.8	2.0	$\hat{Y} = 1.02 + 0.023x - 0.0001x^2$	0.524	0.35
DP	mm	2.3	13.9	13.7	15.3	14.6	$\hat{Y} = -7.18 + 0.617x - 0.004x^2$	0.888	0.21
CHF	cm	2.5	25.8	33.3	48.4	42.0	$\hat{Y} = -25.98 + 1.618x - 0.009x^2$	0.966	0.27
NºFLOR	-	1.0	3.5	3.8	4.0	2.8	$\hat{Y} = -1.96 + 0.181x - 0.001x^2$	0.956	0.13
LONG.F	dias	2.0	9.8	7.3	8.0	10.0	$\hat{Y} = -1.04 + 0.251x - 0.002x^2$	0.602	0.44
BFB	g	129.4	133.9	143.7	138.5	131.4	$\hat{Y} = 113.7 + 0.862x - 0.007x^2$	0.838	0.24
BSB	g	63.0	88.7	80.3	72.0	68.2	$\hat{Y} = 46.9 + 1.239x - 0.011x^2$	0.610	0.14
BF-FOL	g	2.9	10.6	18.6	17.6	41.3	$\hat{Y} = 4.633 - 0.076x + 0.004x^2$	0.895	0.44
BF-FLOR	g	10.3	60.7	95.2	54.4	57.1	$\hat{Y} = -56 + 4.094x - 0.0305x^2$	0.780	0.28
BS-FLOR	g	1.0	13.4	18.1	4.2	3.4	$\hat{Y} = -13.16 + 0.942x - 0.008x^2$	0.679	0.26
BFT	g	142.6	205.2	257.5	210.5	229.8	$\hat{Y} = 62.26 + 4.882x - 0.033x^2$	0.790	0.35
ET	mm	132.3	277.0	304.8	337.4	349.9	$\hat{Y} = 1.8 + 8.041x - 0.046x^2$	0.959	0.16
EUR	g/MJ	8.3	12.3	11.9	5.9	10.7	$\hat{Y} = 8.3 + 0.078x - 0.0007x^2$	0.048	0.70
DAF	dias	30.5	49.8	52.0	50.0	47.0	$\hat{Y} = 11.5 + 1.212x - 0.009x^2$	0.912	0.03
BST	g	64.2	103.8	99.8	77.7	74.4	$\hat{Y} = 33.74 + 2.198x - 0.018x^2$	0.665	0.03
D.FLOR	mm	58.0	128.0	167.5	171.3	176.0	$\hat{Y} = 56.37 + 1.397x$	0.790	0.04
BS-FOL	g	0.3	1.7	1.5	1.5	2.8	$\hat{Y} = 0.12 + 0.024x$	0.731	0.04
TA	%	50.4	52.5	61.3	63.3	67.1	$\hat{Y} = 45.7 + 0.221x$	0.950	0.02
EUA	g/mm	0.5	0.4	0.3	0.2	0.2	$\hat{Y} = 0.56 - 0.004x$	0.941	0.03

Abreviaturas: NºFOL, número de folhas; AF, altura foliar; NP, número de perfilhos; DP, diâmetro dos perfilhos; CHF, comprimento haste floral; NºFLOR, número de flores; LONG.F, Longevidade das flores; BFB, biomassa fresca do bulbo; BSB, biomassa seca do bulbo; BF-FOL, biomassa fresca das folhas; BFT, biomassa fresca total; ET, evapotranspiração; EUR, eficiência do uso da radiação DAF, dias para abertura da primeira flor; BST, biomassa seca total; D.FLOR, diâmetro da flor; BS-FOL, biomassa seca das folhas; EUA, eficiência do uso da água e TA, teor de água total.

Cinco fases fenológicas foram observadas durante o ciclo da cultura com base na taxa de crescimento da haste floral ($\partial TCF / \partial t$), cada fenofase com duração de 10 dias (Figura 8). Os maiores valores da $\partial TCF / \partial t$, índice de área foliar e radiação fotossinteticamente ativa interceptada obtidos nas plantas irrigadas com 80% da ET_o (Figura 8A, B, C e D). Por outro lado, as plantas irrigadas com 20% da ET_o apresentaram um menor TCF/ ∂t , índice de área foliar e radiação fotossinteticamente ativa interceptada (Figura 8A, B, C e D).

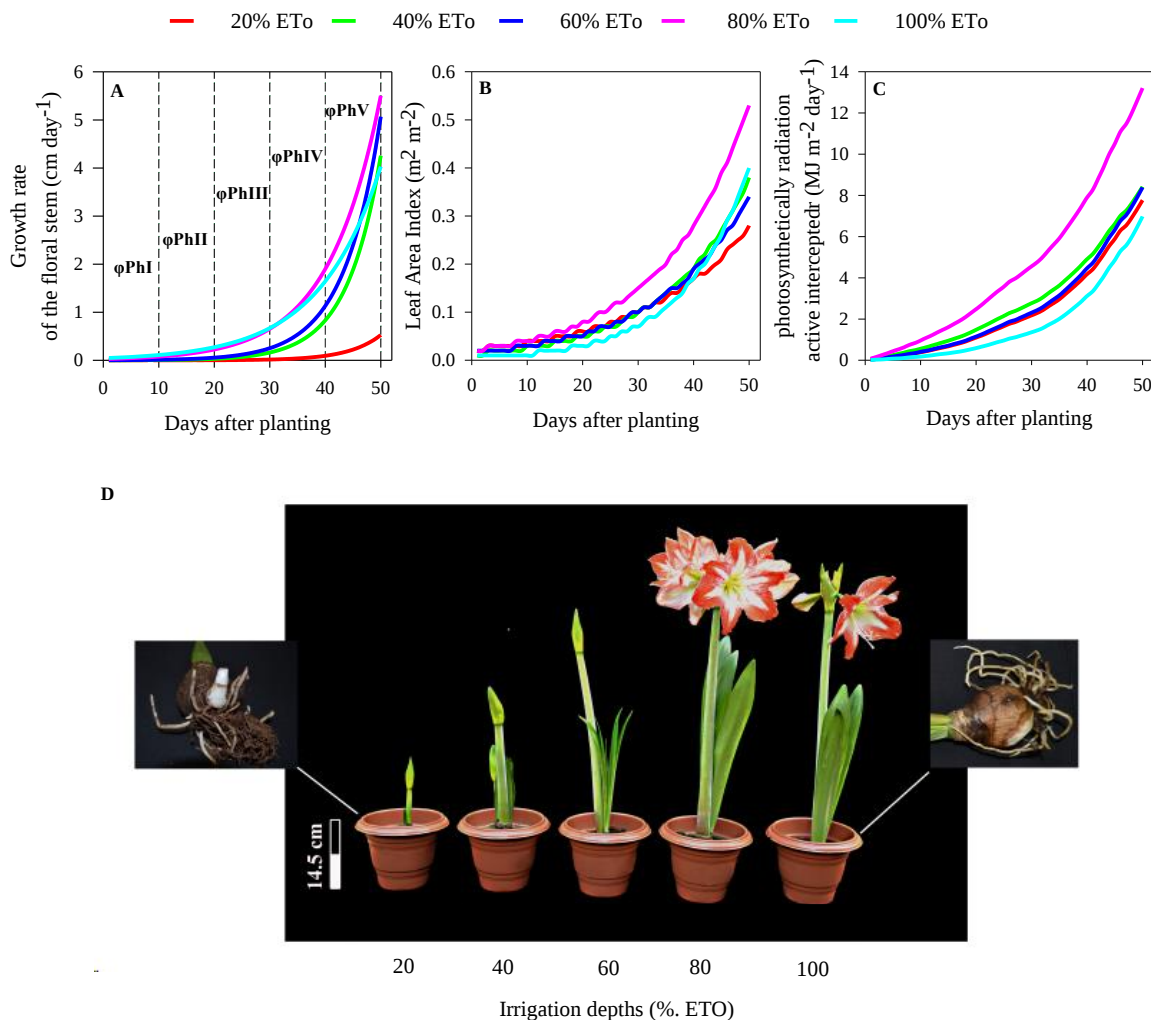


Figura 8 - Taxa de crescimento da haste floral e estádios fenológicos(A), índice de área foliar (B), radiação fotossinteticamente ativa interceptada na cultura (C) e aspecto visual das hastes de *Amarilis* cv. Minerva submetidas a lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ETo)) 50 dias após o plantio (D).

5.2 Componentes do balanço hídrico (SWB), evapotranspiração média diária da cultura (ETC) e coeficiente de cultura (Kc)

Foram avaliados 17 períodos para a realização do balanço hídrico (4 fevereiro a 25 março de 2022), estabelecidos para o cultivo da *amarilis* sob irrigação com 80% ETo (Tabela 3). A maior quantidade de água (28.9%) foi aplicada nos períodos P1 a P3 (0-10 DAP), período correspondente a maior evapotranspiração (35%) e maiores coeficientes da cultura (0.73, 0.91 e 0.94). Os valores referentes a I, ET e Kc reduziram até o final do ciclo, apresentando nos períodos P16-P17 (40-50 DAP) uma redução de 89%, 85% e 83%, respectivamente, em relação aos períodos de P1 a P3 (Tabela 3).

Tabela 3- Componentes do balanço hídrico (SWB) do cultivo da Amarilis cv. Minerva em vaso

Período	Início (DAP)	Fim (DAP)	Nºdias	I mm	D mm	ETC mm	ET0 mm/dia	Kc -
1	0	4	5	12.6	0.0	8.7	6.0	0.73
2	5	6	2	8.3	1.0	13.7	6.0	0.91
3	7	9	3	11.5	0.4	12.0	5.6	0.94
4	10	11	2	8.1	3.9	10.4	5.6	0.79
5	12	13	2	7.9	3.4	7.0	6.0	0.80
6	14	16	3	10.9	3.8	2.1	5.3	0.40
7	17	18	2	8.1	4.9	7.4	5.1	0.50
8	19	20	2	8.5	4.7	3.1	6.2	0.45
9	21	23	3	12.9	4.3	2.2	6.2	0.21
10	24	25	2	8.1	4.9	9.0	5.7	0.38
11	26	27	2	5.5	3.6	5.9	4.9	0.71
12	28	30	3	2.7	0.0	3.3	4.0	0.47
13	31	32	2	3.4	0.0	2.2	3.9	0.27
14	33	34	2	0.0	0.0	2.6	4.9	0.28
15	35	37	3	0.0	0.0	2.4	4.9	0.27
16	38	39	2	3.6	0.0	2.3	5.1	0.19
17	40	49	9	0.0	0.0	3.0	4.5	0.26

Abreviaturas: I, irrigação; D, drenagem; ET, evapotranspiração da cultura, Kc, coeficiente da cultura e ET0, evapotranspiração de referência definidos para o cultivo da amarilis sob irrigação com 80% ET0.

Durante a fenofases I (ϕ PhI) a ET_C foi de 4.9 mm dia⁻¹ (129 graus-dia acumulados ou GDU), com ET_C acumulada de 49 mm, Kc de 0.84 (Tabela 4). Na ϕ PhII, a ET_C foi de 3.7 mm dia⁻¹ (129°C dia⁻¹), com ET_C acumulada de 37mm, Kc de 0.66 (Tabela 4). Durante as ϕ PhIII, ϕ PhIV e ϕ PhV a ET_C foram respectivamente 2.6 mm dia⁻¹ (128 graus-dia), 1.4 mm dia⁻¹ (119 graus-dia¹) e 0.6 mm dia⁻¹ (125 °C dia⁻¹), ET_C acumulada de 26, 14 e 6 mm e Kc de 0.48, 0.30 e 0.12 (Tabela 4). A ET_C acumulada até o momento de colheita foi de 132 mm, em termos diários reduziu até final do ciclo (50 DAP) (Tabela 4).

Tabela 4- Duração, graus-dia acumulados, coeficiente de cultura, evapotranspiração média diária e acumulada da cultura Amarílis cv. Minerva por fenofase em sistema de cultivo em vaso

Fenofases	Nº dias	$\sum$ GD	Kc	ETc-diária	ETc-acumulada
	-	°C	-	mm dia ⁻¹	mm
φPhI	10	129	0.84	4.9	49
φPhII	10	129	0.66	3.7	37
φPhIII	10	128	0.48	2.6	26
φPhIV	10	119	0.30	1.4	14
φPhV	10	125	0.12	0.6	6

Abreviaturas: φPh, fenofases; $\sum$ GD, graus-dia acumulados; Kc, coeficiente da cultura e ETc, evapotranspiração da cultura definidos para o cultivo da amarílis sob irrigação com 80% ETo (regime hídrico que proporcionou maior comprimento e diâmetro da haste floral).

5.3 Influência do estágio de desenvolvimento e da deficiência hídrica nos parâmetros fotoquímicos, pigmentos fotossintéticos, antioxidantes enzimáticos e não-enzimáticos

Não houve efeito de interação entre os fatores estágio de desenvolvimento (20 e 40 DAP) e lâmina de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% ETo) sobre as variáveis Fv/Fm, NPQ, clorofila *b*; atividade da SOD e conteúdo de carboidratos solúveis totais (Figuras 9A-D; 10B e C; 11A, B, E e F).

O Fv/Fm e NPQ não foram alterados pelo estágio de desenvolvimento (20 e 40 DAP) (Figura 9B e D). Por outro lado, apresentaram um efeito linear significativo, no qual o aumento das lâminas de 20 a 100% da ETo, resultou em incremento no Fv/Fm (4.91%) e redução no NPQ (20.8%) (Figura 9A e C). Os valores de qP, $\Delta F/F_m'$ e ETR foram superiores nas plantas irrigadas com 80% da ETo aos 40 DAP, em relação aos 20 DAP (Figura 9E e F). Diferentemente, nas menores lâminas (20 e 40% da ETo) no qual os maiores valores de qP e ETR foram nas plantas com 20 DAP (Figura 9E e F).

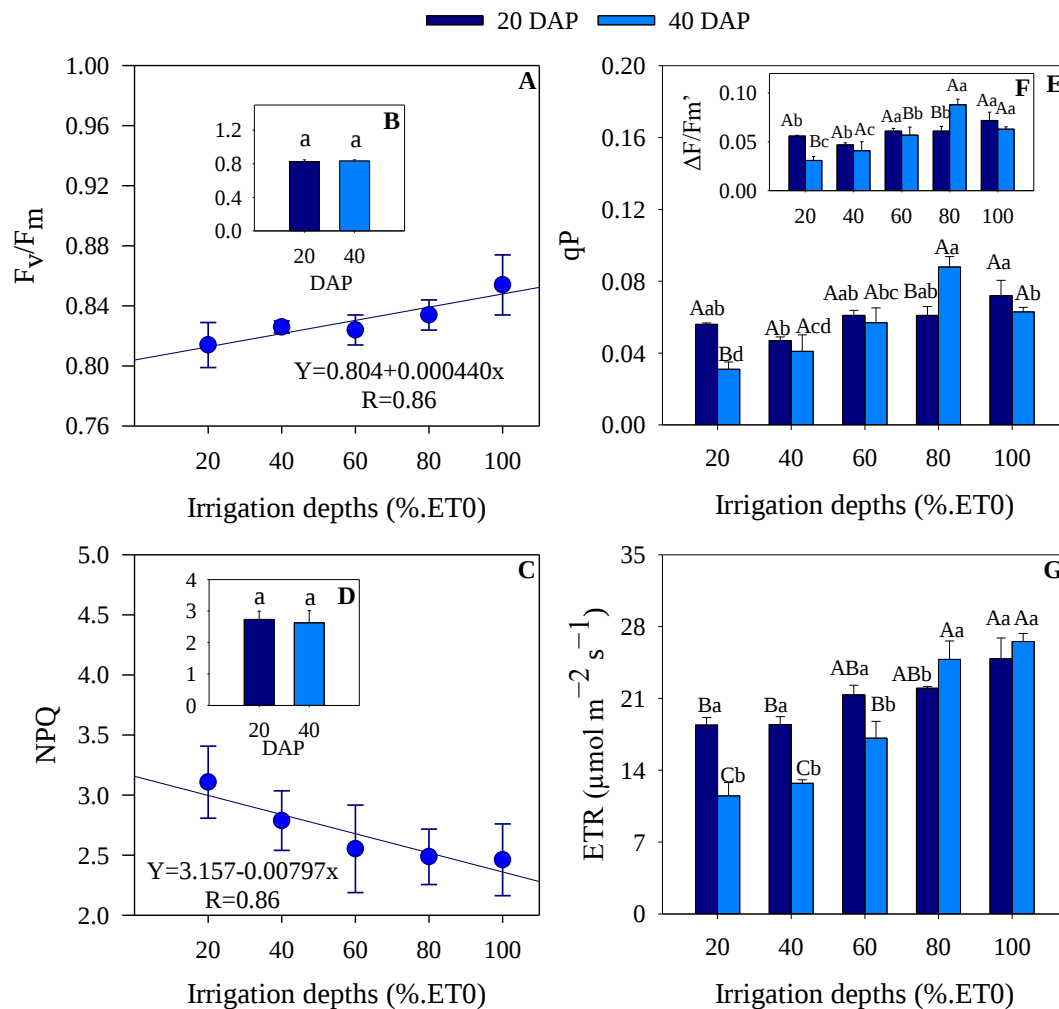


Figura 9- Rendimento quântico máximo do fotossistema II (F_v/F_m) (A e B), extinção não fotoquímica (NPQ) (C e D) extinção fotoquímica (qP) (E), rendimento quântico efetivo do fotossistema II ($\Delta F/F_m'$) (F) e taxa relativa de transporte de elétrons (ETR) (G) das folhas de *Amarilis* cv. *Minerva* submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET₀)). As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). Os pontos com barras referem-se as médias e desvio padrão dos valores observados. As curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão.

O maior conteúdo de clorofilas *a*, *b*, totais e carotenoides totais foram obtidos aos 20 DAP, nas plantas irrigadas com 100% da ET₀, seguido das lâminas de 80% e 60% da ET₀ (Figura 10A, B, C e D).

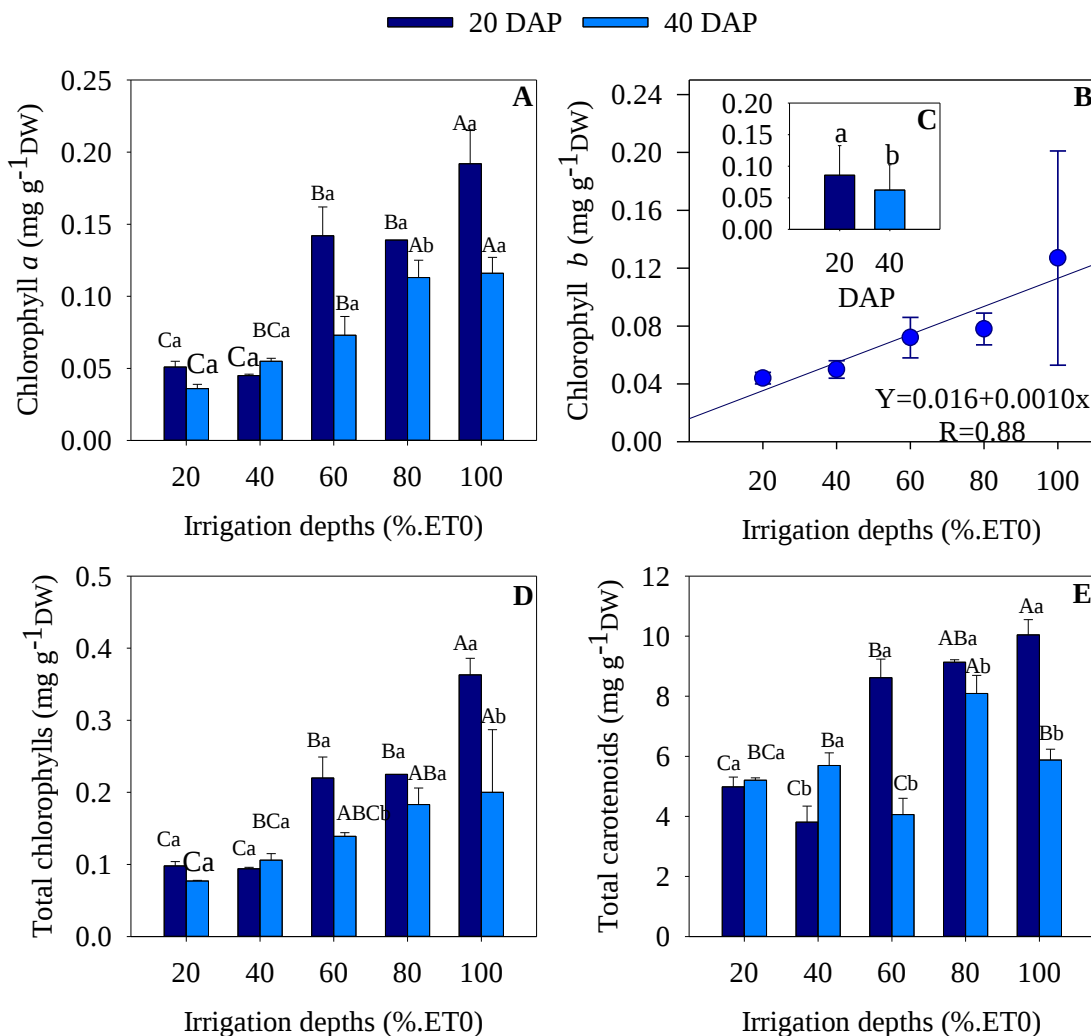


Figura 10- Conteúdo de clorofila a (A), clorofila b (B e C), clorofilas totais (D) e carotenoides totais (E) das folhas de *Amarilis* cv. *Minerva* submetidas às lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET₀)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (p < 0.05). Os pontos com barras referem-se às médias e desvio padrão dos valores observados, as curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão.

Observou-se que os 40 DAP foi o período em que o conteúdo de TBARS foi maior (Figura 11C). Associado a isso, foi o período de maiores atividades da SOD, CAT, APX (Figura 11F, G e H). O conteúdo de carboidratos solúveis totais e de peróxido de hidrogênio foram menores aos 40 DAP (Figura 11B e D). Ademais, a deficiência hídrica promovida pela lâmina de 20% da ET₀ promoveu os maiores danos oxidativos representados pelo conteúdo de TBARS e peróxido de hidrogênio (Figura 11C e D). Associado a isso, resultaram em

maiores atividades das enzimas antioxidantes, SOD, CAT e APX (Figura 11E, G e H). O teor de carboidratos solúveis totais também foi superior nas plantas submetidas a menor lâmina de irrigação de 20% da ETo, em relação às plantas irrigadas com 80 e 100% da ETo (Figura 11A).

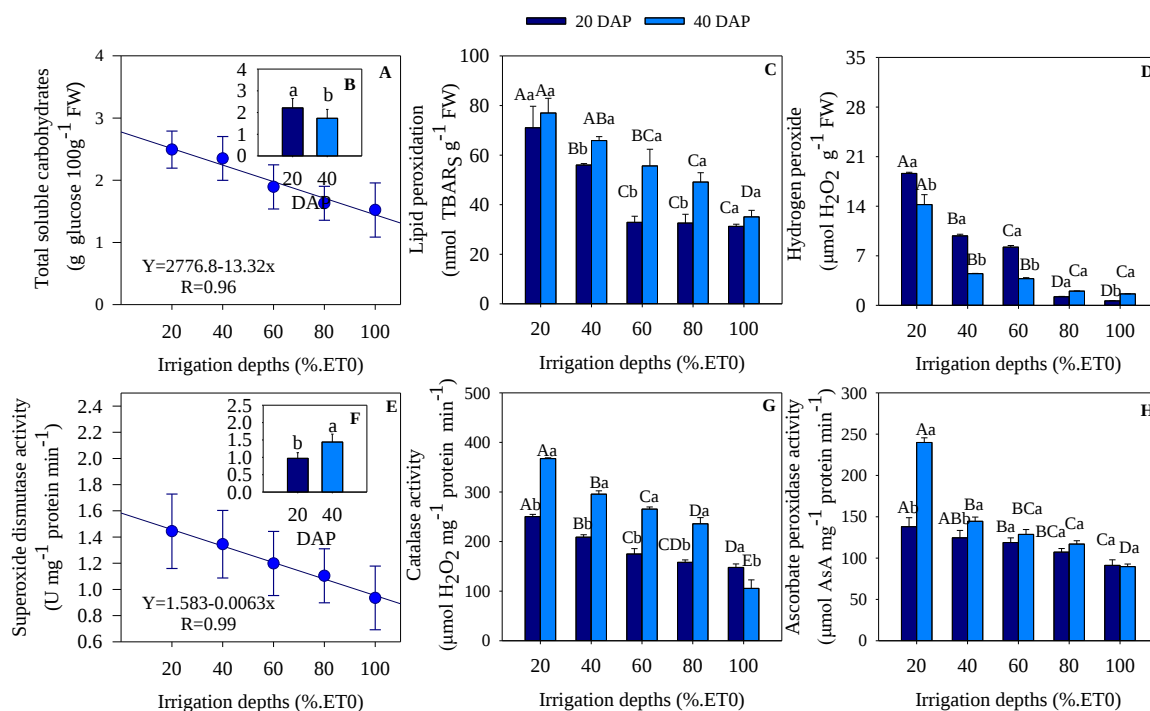


Figura 11- Carboidratos solúveis totais (A e B), peroxidação lipídica- TBARS (C), péroxido de hidrogênio (H₂O₂) (D), Atividade da superóxido dismutase – SOD (E e F); atividade da catalase – CAT (G); atividade da ascorbato peroxidase – APX (H) das folhas de *Amarilis* cv. *Minerva* submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ETo)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$). Os pontos com barras referem-se as médias e desvio padrão dos valores observados, as curvas representam os valores estimados por meio da equação de regressão.

O conteúdo de compostos fenólicos totais, ácido ascórbico, a atividade de eliminação DPPH e FRAP foram superiores nas plantas irrigadas com 20 e 40% da ETo, em comparação as irrigações com 60, 80 e 100% da ETo (Figura 12A, B, C e D). Além disso, houve um incremento dos compostos fenólicos, a atividade de eliminação DPPH e FRAP aos 40DAP, nas lâminas extremas (20 e 100% da ETo) (Figura 12A, C e D).

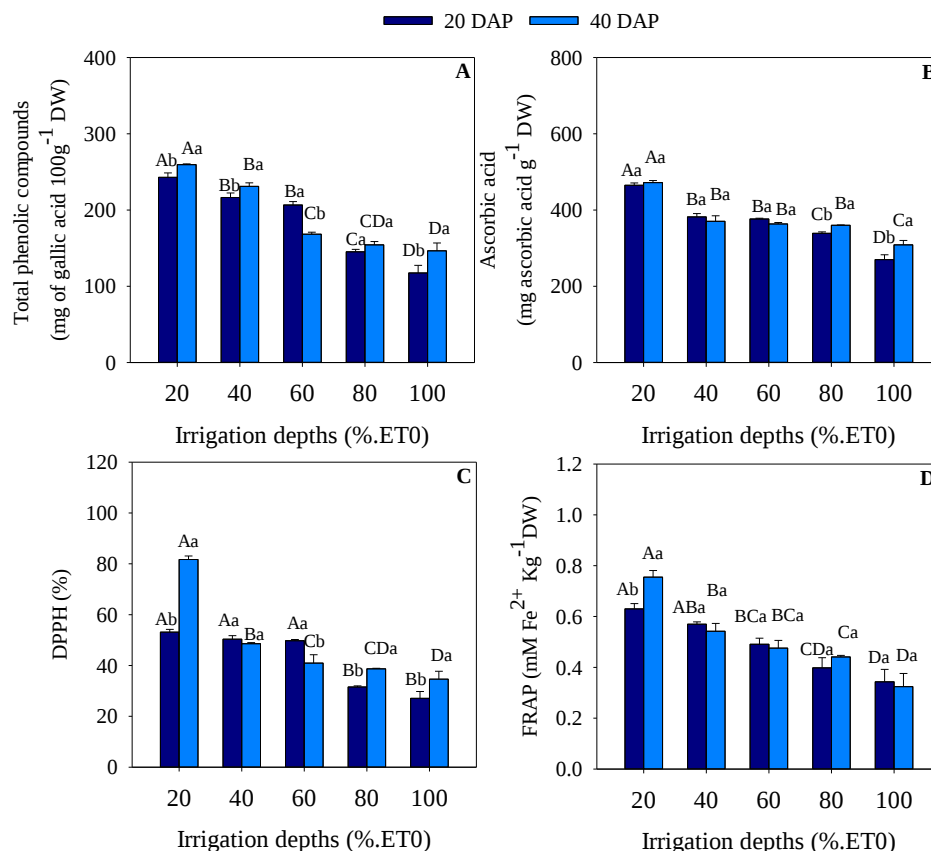


Figura 12- Compostos fenólicos totais (A), ácido ascórbico (B), atividade de eliminação DPPH (C) e FRAP (D) das folhas de *Amarilis* cv. *Minerva* submetidas às lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET₀)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias após o plantio (20 e 40 DAP). As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

5.4 Vida de vaso e qualidade das hastes de amarílis

No início da conservação, todas as hastes se encontravam com os botões florais fechados, apresentando pontuação 5, ou seja, turgidas e sem defeitos visíveis (Figura 13A, B e C). No quarto dia, observou-se um retardo na abertura floral das hastes submetidas às lâminas de 20 e 40% da ET₀, correspondente a 0 e 19% com pontuação de 5 (Figura 13A, B e C). As hastes obtidas da irrigação com 60% apresentaram maior abertura floral no quarto dia (62%), pontuação 4, turgidas, sem defeitos visíveis, maior dificuldade durante o transporte, ponto aceitável para comercialização. Por outro lado, as hastes obtidas da irrigação com 80 e 100% da ET₀, neste mesmo dia apresentaram pontuação 3, hastes turgidas, sem defeitos visíveis, ponto inadequado para transporte e limite para a

comercialização, com abertura floral de 9 e 13% (Figura 13A, B e C). Ao décimo dia de conservação, as hastes obtidas da irrigação com 60, 80 e 100% da ETo apresentaram pontuação de aproximadamente 2, hastes apresentando pétalas murchas, com perda de pigmentação, ponto inadequado para comercialização. Por outro lado, nesse mesmo período, as hastes obtidas da irrigação com 20 e 40% da ETo mantiveram sua pontuação acima de 4, com abertura floral de aproximadamente 50% (Figura 13A, B e C).

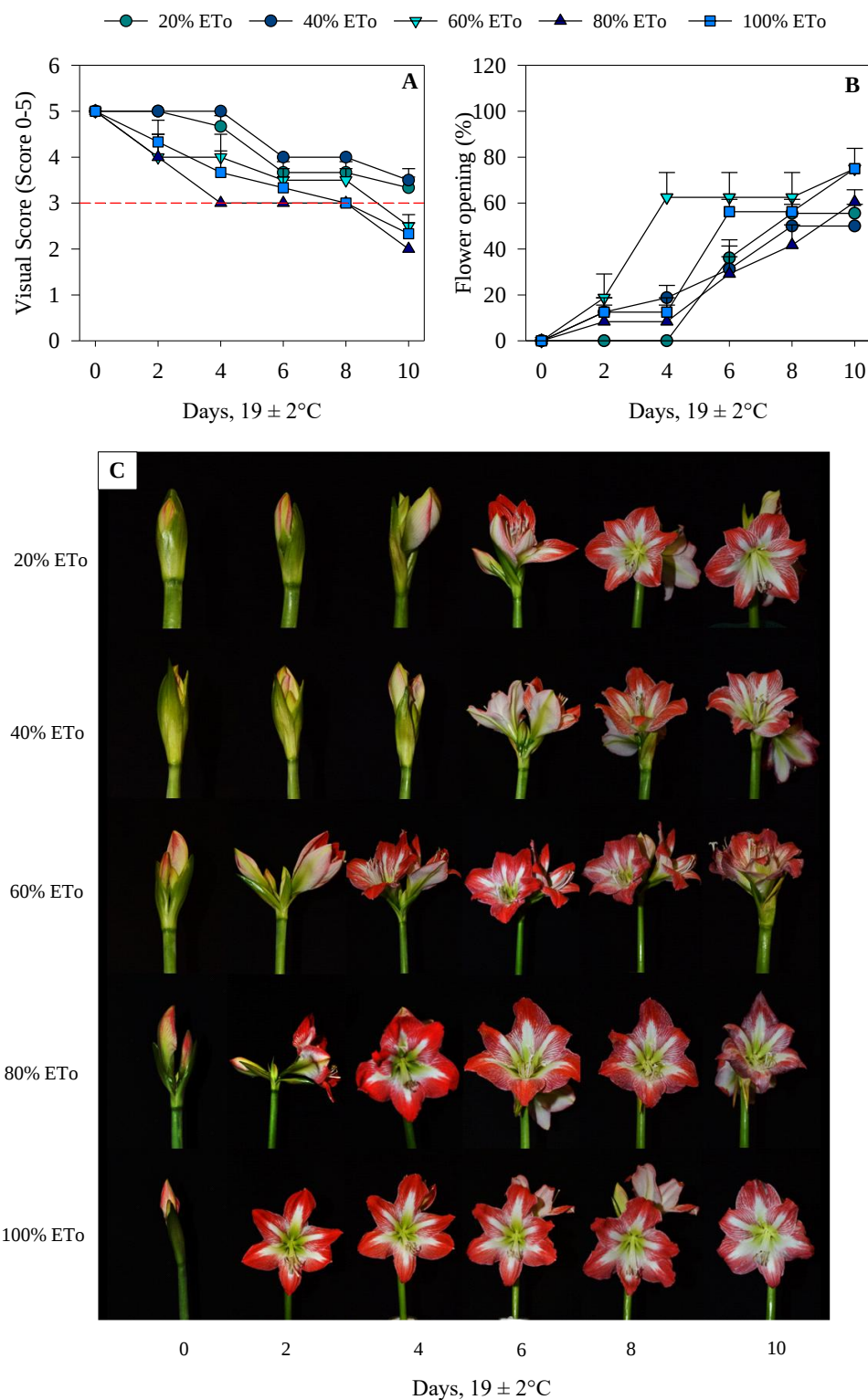


Figura 13- Avaliação visual (A), abertura floral (B) e foto ilustrativa do aspecto visual (C) de hastes *Amaryllis* cv. *Minerva* submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ETo)). As flores foram mantidas em água destilada por 10 dias a $19 \pm 2^\circ\text{C}$ e UR 65%. As barras representam o erro padrão da média.

Não houve efeito de interação entre os fatores dias de conservação e lâmina de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% ETo) sobre as variáveis conteúdo de clorofila *a*, carotenoides totais, dano de membrana e condutividade elétrica da solução nas pétalas (Tabela 5). Verificou-se que os maiores valor de luminosidade (*L*) e croma, no dia, zero foram obtidos nas pétalas das hastes irrigadas com 40% da ETo, e estes reduziram em 66 e 54% respectivamente ao final de 10 dias (Tabela 5). Por outro lado, neste mesmo dia a irrigação com 20 e 40% da ETo apresentaram os maiores conteúdos de antocianinas e flavonoides, após 10 dias, os teores desses compostos aumentaram em aproximadamente 94 e 90% e 206 e 224% respectivamente (Tabela 5). A irrigação com 60% da ETo proporcionou maiores teores de carboidratos solúveis, clorofilas *a*, *b* e totais e carotenoides totais no dia zero, os quais, reduziram após 10 dias (Tabela 5). O dano de membrana e o pH da solução não alteraram em função das lâminas de irrigação, porém, aumentaram após 10 dias de conservação (Tabela 5). A condutividade elétrica da solução se manteve estável durante a conservação com maiores valores obtidos nas hastes, irrigadas com 60% da ETo (Tabela 5).

Tabela 5- Efeito das lâminas de irrigação na coloração e concentração de fitoquímicos das hastes de Amarilis cv. Minerva. As flores foram mantidas em água destilada por 10 dias a $19 \pm 2^\circ \text{C}$ e UR 65%. As letras maiúsculas comparam as lâminas de irrigação e as minúsculas os dias de conservação. As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

Variáveis	Unidade	Dias	Lâminas de irrigação (%.ET0)					P-Valor
			20	40	60	80	100	
L	-	0	43Ba	70Aa	47Ba	37Ba	40Ba	0.0000
		10	17Ab	24Ab	20Ab	22Ab	19Ab	
Croma	-	0	39Aa	31ABa	20Ba	39Aa	20Ba	0.0096
		10	23Ab	14Ab	25Aa	24Ab	20Aa	
Carboidratos solúveis totais	g 100g ⁻¹	0	2.4Ca	4.3ABa	4.8Aa	3.9Ba	4.6 ABa	0.0017
		10	1.8Aa	2.3Ab	2.6Ab	2.1Ab	2.3Ab	
Flavonoides totais	mg	0	28ABb	33Ab	30ABb	23Bb	25Bb	0.0000
	100g ⁻¹	10	85Ba	108Aa	64Ca	31Ea	44Da	
Antocianinas totais	mg	0	15ABb	21Ab	9Bb	19Ab	10Bb	0.0002
	100g ⁻¹	10	29.Ba	39Aa	39Aa	33ABa	41Aa	
Clorofilas <i>b</i>	mg g ⁻¹	0	0.01Ba	0.02ABa	0.03Aa	0.01Ba	0.02ABa	0.0124
		10	0.01Aa	0.01Aa	0.02Ab	0.01Aa	0.02Aa	
Clorofilas totais	mg g ⁻¹	0	0.03Ba	0.04Ba	0.06Aa	0.02Ba	0.03Ba	0.0118
		10	0.03Aa	0.02Ab	0.03Ab	0.02Aa	0.02Aa	

Variáveis	Unidade	Dias		P-Valor	Lâminas de irrigação (%.ET0)					P-Valor
		0	10		20	40	60	80	100	
Clorofila <i>a</i>	mg g ⁻¹	0.02a	0.01b	0.0007	0.01b	0.01b	0.03a	0.01b	0.01b	0.0062
Carotenoides totais	mg g ⁻¹	1.2a	0.7b	0.0000	0.9b	0.8b	1.3a	0,9ab	0,8b	0,0237
Dano de membrana	%	57b	88a	0.0000	60b	72ab	75ab	82a	74ab	0,0039

Variáveis	Unidade	Dias	Lâminas de irrigação (%.ET0)					P-Valor
			20	40	60	80	100	
pH	-	0	5.4Acd	5.3Ab	5.6Aab	5.6Aab	5.7Aab	0.0000
		2	5.2Bd	5.7Aab	4.9Bc	5.3ABbc	5.3ABbc	
		4	5.6ABbcd	5.9Aa	5.4Babc	4.9Cc	5.2BCc	
		6	5.8Aabc	5.9Aa	5.3Bbc	5.6ABab	5.5ABabc	
		8	6.1Aa	5.9Aa	5.6Aab	5.9Aa	5.8Aa	
		10	5.9Aab	6.0Aa	5.8Aa	5.8Aab	5.7Aab	

Variáveis	Unidade	Dias					P-Valor	
		0	2	4	6	8		10
Condutividade elétrica	mS cm ⁻¹	27.1a	30.7a	29.2a	27.7a	28.4a	29.4a	0.0920
		Lâminas de irrigação (%.ET0)						P-Valor
		20	40	60	80	100		
		24.0c	21.2c	39.2a	29.7b	32.6b	0.0000	

5.6 Efeito da disponibilidade hídrica na densidade estomática e anatomia da lâmina foliar e haste floral

Observou-se que a face abaxial é a região que apresentou maior densidade estomática (Figura 14). Além disso, a redução da disponibilidade hídrica (20, 40 e 60% da ET₀) resultou em maiores valores de densidade estomática nas faces abaxial e adaxial (Figura 14).

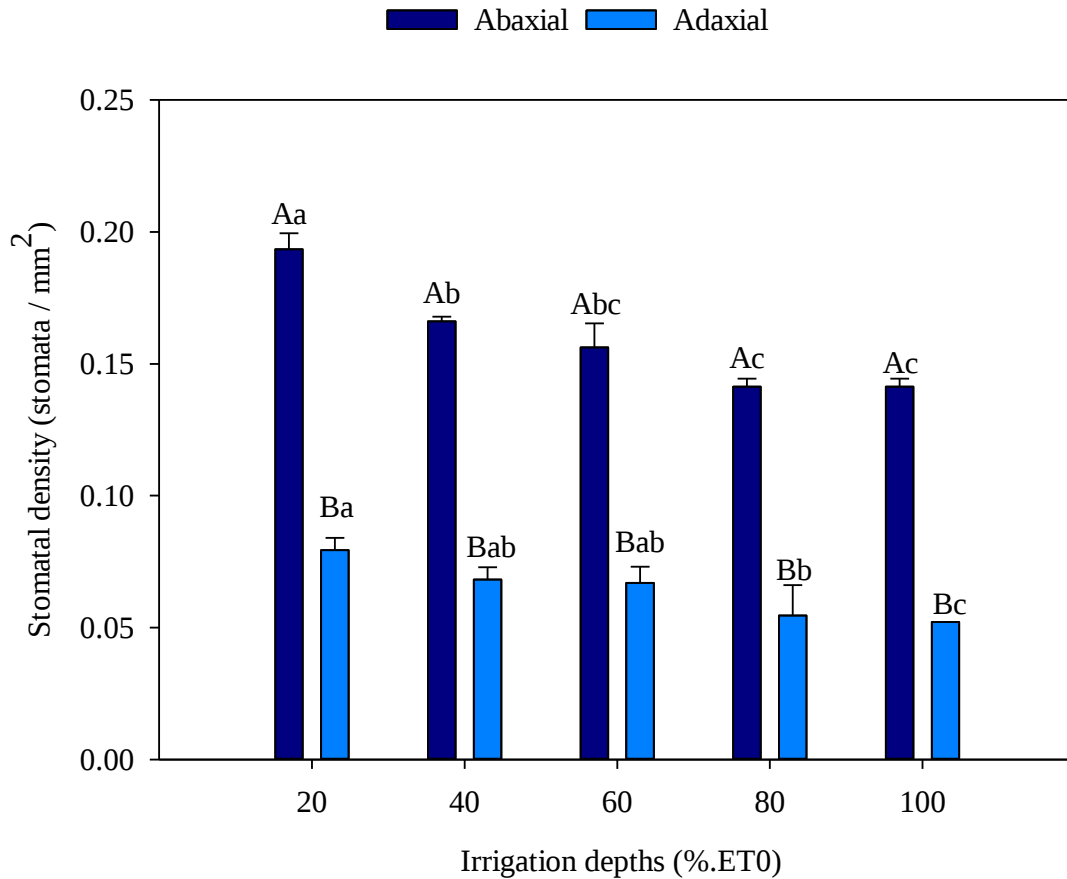


Figura 14- Densidade estomática das folhas de *Amarilis* cv. *Minerva* submetidas às lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ET₀)). As barras representam o erro padrão da média. As letras maiúsculas comparam as faces (adaxial e abaxial) e as minúsculas as lâminas de irrigação. As letras diferentes indicam diferença significativa pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

As plantas irrigadas com 60, 80 e 100% da ET₀ apresentaram as camadas da hipoderme maiores e aerênquimas mais extensos, em relação às plantas irrigadas com 20 e 40% da ET₀ que ainda apresentaram maior espessura do parênquima paliçádico e lacunoso (Figura 15E, F, G, H, I e J). As plantas irrigadas com 80% da ET₀ apresentaram menor espessura do mesofilo foliar (Figura 15G e H). Além disso, à medida que se aumentou a disponibilidade de água, as células parenquimáticas se encontravam menos compactadas (Figura 15E, F, G, H, I e J).

Verificou-se que as hastes irrigadas com 20 e 40% da ET₀ apresentaram células da epiderme e do colênquima com menor tamanho e espessura, parênquima esponjoso com células menores e mais espaçadas (Figura 15K, L, M e N). Por outro lado, as hastes irrigadas

com 60, 80 e 100% da ETo apresentaram as células do colênquima mais compactadas e células do córtex maiores, com paredes mais espessas (Figura 15O, P, Q, R, S e T).

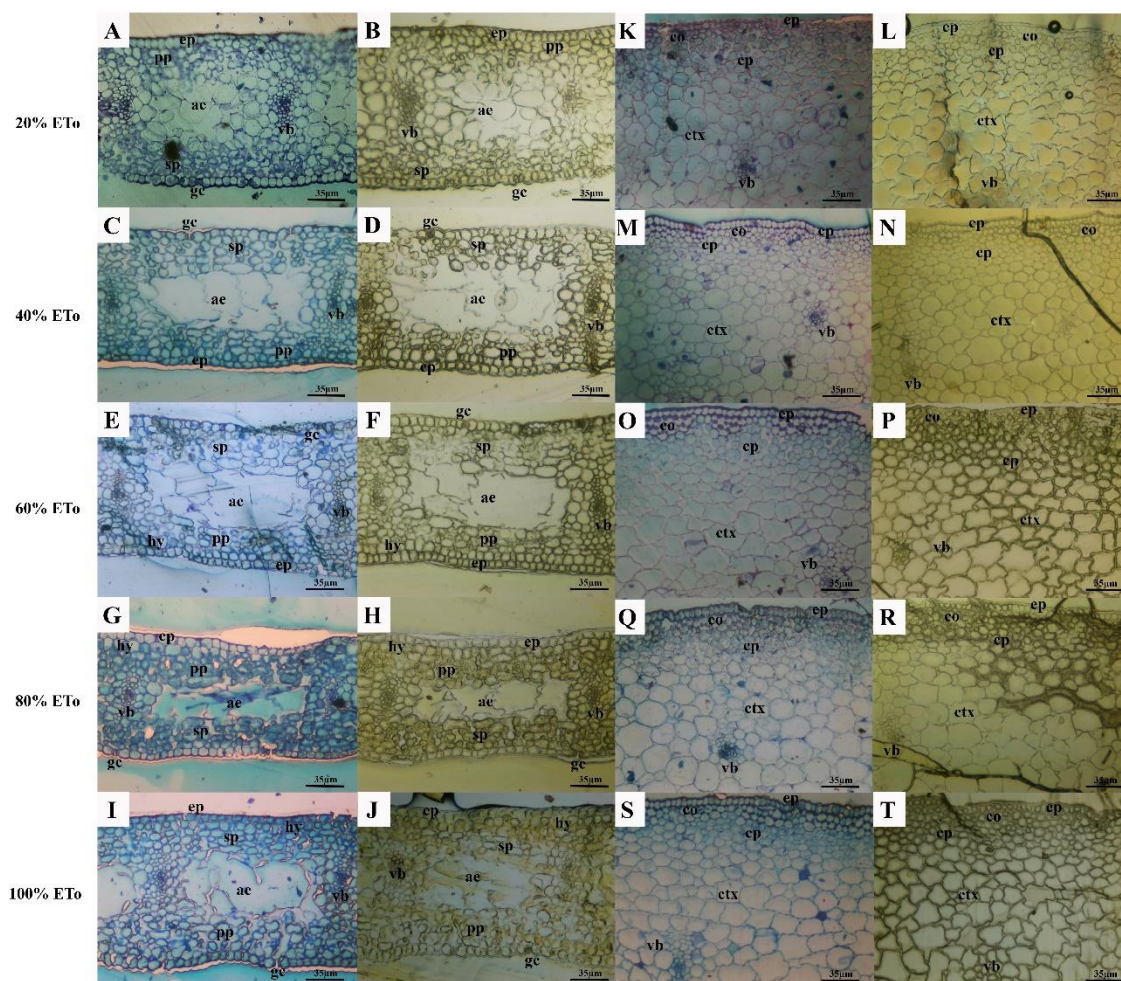


Figura 15- Corte transversal da anatomia das folhas (A-J) e da haste (K-T) de *Amarilis* cv. Minerva corado com azul de toluidina (folhas (A, C, E, G e I) e haste (K, M, O, Q e S)) e lugol (folhas (B, D, F, H e J) e haste (L, N, P, R, T)) das plantas submetidas as lâminas de irrigação de 20% ETo (A, B, K e L), 40% ETo (C, D, M e N), 60% ETo (E, F, O e P) , 80% ETo (G, H, Q e R) e 100% ETo (I, J, S e T). ep, epiderme; hi, hipoderme; pe, parênquima esponjoso; pp, parênquima paliçádico; gc, célula-guarda; ae, aerênquima; fv, feixe vascular; co, colênquima; pc, parênquima clorofiliano; ctx, córtex; fv, feixe vascular.

5.7 Associação das variáveis com a análise de componentes principais (PCA)

A análise de componentes principais explicou 83.29% da variação total dos dados em função da aplicação regimes de déficit hídricos controlados com base na evapotranspiração de referência (ET_o) (20, 40, 60, 80 e 100% da ET_o) através de duas componentes principais (PC1=66.49% e PC2=16.80%) (Figura 16). Verificou-se que os parâmetros de estresse oxidativo (TBARs e H₂O₂), atividade antioxidante enzimática (CAT, SOD e APX) e não enzimática (FEN, DPPH, FRAP e AA), densidade estomática (DI), o conteúdo de carboidratos das folhas e a concentração de fitoquímicos nas pétalas (Car-P, Cl.a-P, Cl.b-P, Cl.totais-P), NPQ, EUA e chroma exibiram correlações positiva entre si e esses parâmetros foram positivamente correlacionados com a lamina de 20% da ET_o (Figura 16). Por outro lado, essas variáveis se correlacionaram negativamente com os parâmetros de crescimento (DAF, LONG.F, NP,CHF, D.FLOR, BS-FOL, AF) eficiência quântica do fotossistema II (Fv/Fm, qP e ETR), concentração de pigmentos fotossintéticos (Car-F, Cl.a-F, Cl.b-F, Cl.totais-F) e parâmetros de qualidade das flores (Flav, Antoc, Carbo-P, CE, L), os quais apresentaram correlação positiva entre si e com as laminas de 80 e 100% da ET_o (Figura 16). Os parâmetros de Biomassa (BF-FLOR, BST, BS-FLOR, BSB) foram correlacionados positivamente entre si e com a lâmina de 40% ET_o e negativa correlacionados com a avaliação visual (Figura 16).

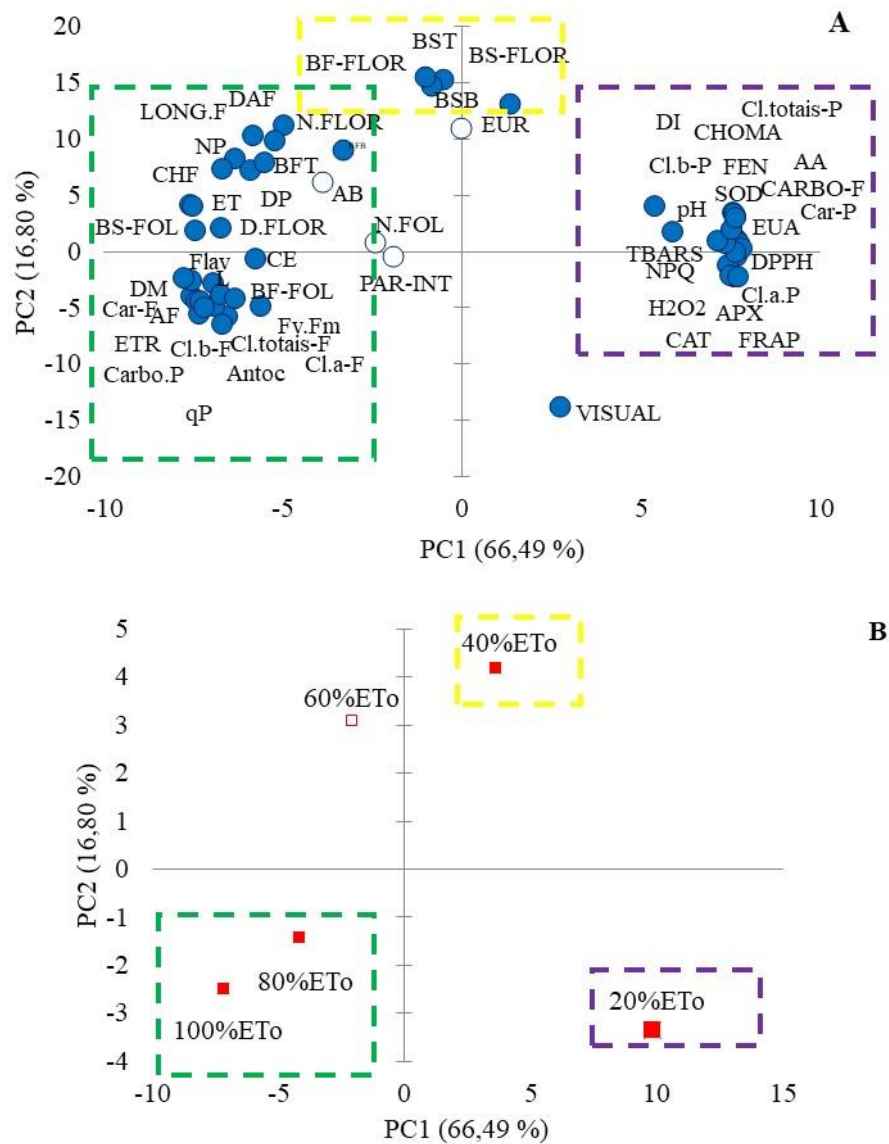


Figura 16- Análise de componentes principais (PC) das variáveis de crescimento, parâmetros fitoquímicos, pigmentos fotossintéticos, antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos das folhas e concentração de fitoquímicos hastes de Amarílis cv. Minerva submetidas as lâminas de irrigação (20, 40, 60, 80 e 100% da evapotranspiração de referência (ETo)). (A) Autovetores e (B) autovalores do primeiro PCA.

6. DISCUSSÃO

Os resultados desse estudo demonstram que o regime hídrico condiciona o crescimento e desenvolvimento da amarílis por meio de mudanças anatômicas e fisiológicas que alteram a durabilidade pós-colheita. Sabe-se que a limitação hídrica impacta diretamente o desenvolvimento de espécies ornamentais, reduzindo a qualidade devido a alterações no período de floração, diminuição do tamanho e número de flores (CASER; LOVISOLO; SCARIOT, 2017). No presente estudo a irrigação com 20% da ETo antecipou o número de dias para abertura floral (DAF), reduziu o diâmetro das flores (D. FLOR), o acúmulo de biomassa total (BST) e das folhas (BS-FOL) (Tabela 2). Isso pode estar relacionado a alterações no padrão de distribuição dos assimilados translocados, os quais, sob deficiência hídrica, foram direcionados a produção de novos bulbos (Figura 8D), como descrito por Robinson et al. (1983) em *Gladiolus grandiflorus*. Nesse contexto, o déficit hídrico (irrigação com 20 e 40% da ETo) reduziu o conteúdo de pigmentos fotossintéticos (Figura 10A, B, D e E), o que pode estar associado ao acúmulo de espécies reativas de oxigênio (ROS), evidenciado pelos elevados níveis de peróxido de hidrogênio e peroxidação lipídica nas hastes irrigadas com 20 e 40% da ETo (Figura 11C e D). Visto que o acúmulo de ROS promove alteração na estrutura de cloroplastos e reduz a biossíntese de clorofilas (TANG et al., 2017). Associado a isso, a atividade das enzimas superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX), bem como, o conteúdo de compostos fenólicos totais, ácido ascórbico, poder de redução do ferro (FRAP) e captura do radical DPPH (2, 2-difenil-1-picrilhidrazil) foram superiores nas hastes irrigadas com 20 e 40% da ETo (Figuras 11E, G e H e 12A, B, C e D). Esses resultados demonstram a ativação de mecanismos de proteção das células em resposta aos elevados níveis de peróxido de hidrogênio e peroxidação lipídica (Figura 11C e D) (GIORDANO et al., 2021; KHALEGHI et al., 2019; YAN et al., 2017). A degradação dos pigmentos fotossintéticos observada sob a irrigação com 20 e 40% da ETo indica uma perturbação na atividade fotossintética das plantas, evidenciada pela redução acentuada nos valores de $\Delta F/F_m'$, qP e ETR nestas plantas e o incremento do NPQ (Figura 9C, E, F e G). Esses achados demonstram que o déficit hídrico inibiu a via de transporte de elétrons do PSII para o centro de reação, resultado em uma redução nos elétrons disponíveis para fotossíntese e no aumento da dissipação da energia luminosa na forma de calor (JARDIM et al., 2021; ZHANG; LIU, 2018).

As mudanças anatômicas dos tecidos foliares constituem indicadores importantes da adaptação à baixa disponibilidade hídrica, estando relacionados à proteção das plantas contra a perda de água para o ambiente (SOUZA et al., 2018). No presente estudo, as plantas irrigadas com 20 e 40% da ETo apresentaram uma maior densidade estomática, desenvolvimento do parênquima paliádico e uma redução dos espaços intercelulares (Figuras 14 e 15A e B), indicando uma aclimação das plantas de amarílis à escassez hídrica (SOUZA et al., 2018), consequentemente apresentando uma maior eficiência do uso da água (Tabela 2). Possibilitando, assim, a manutenção na capacidade fotossintéticas sob déficit hídrico severo, evidenciado pelos valores de F_v/F_m acima de 0.80 (Figura 9A) (JARDIM et al., 2021). Sabe-se uma maior densidade estomática, possibilitaria um melhor controle das trocas gasosas, com fornecimento adequado de CO_2 para a fotossíntese, bem como, por outro lado, permitir uma redução na abertura dos estômatos, consequentemente uma menor área para transpiração e perda de água (CRUZ et al., 2019).

A qualidade e longevidade pós-colheita é fator chave para viabilização da comercialização de flores de corte (SHABANIAN et al., 2018). Sabe-se que a vida útil das hastes florais é influenciada pelas condições pré-colheita, como intensidade luminosa, temperatura, umidade, relações hídricas e estado nutricional (SHABANIAN et al., 2018). O comércio de hastes de amarílis no mercado de flores de corte é uma novidade, desse modo informações sobre a pós-colheita desta cultura são limitadas (TOMBOLATO et al., 2010). Nesse estudo, surpreendentemente, observou-se que a redução da disponibilidade hídrica nas lâminas de irrigação de 20 e 40% da ETo aumentaram a vida de vaso, no qual observou-se que essas flores mantiveram ao final de 10 dias as maiores notas, por manterem hastes turgidas com até duas flores semiabertas, sem defeito, coloração uniforme (Figura 13A e C). Porém, com uma redução na abertura floral de cerca de 50% (Figura 13B). Por outro lado, as hastes irrigadas com 60, 80 e 100% da ETo aos 10 dias de avaliação obtiveram uma pontuação de aproximadamente 2, apresentando murchamento e perda de pigmentação nas pétalas, porém comercializáveis ao menor custo (Figura 13A e C). Ademais, o aumento da disponibilidade hídrica incrementou a abertura floral (Figura 13B). Esses resultados sugerem que a deficiência hídrica pode aumentar a tolerância ao estresse na pós-colheita das hastes, como descrito por Hansen and Koefoed, (2004) e Williams et al. (2000). Nesse contexto, observou-se que déficit hídrico (irrigação com 20 e 40%) e a irrigação com 80% da ETo

resultaram em flores de amarílis com coloração vermelha mais intensa, evidenciado pelas altas concentrações de antocianinas, valores de croma e luminosidade (L^*) nas pétalas destas hastes (Tabela 5). Sabe-se que a concentração de antocianinas nas pétalas é principal pigmento responsável pela intensidade da coloração vermelha (BAÑUELOS-HERNÁNDEZ et al., 2017). As hastes irrigadas com 60% da ETo apresentaram uma maior abertura floral de cerca de 75%, isso pode estar associado ao maior conteúdo de carboidratos solúveis totais nas pétalas no dia 0 (Figura 14B e C e Tabela 5). Os carboidratos solúveis, atuam como compostos osmoticamente ativos nas pétalas, facilitando o influxo de água e consequentemente aumentando a abertura floral (NORIKOSHI et al., 2016). Além disso, os carboidratos desempenham papel crucial na qualidade e longevidade das flores, atuando como substrato respiratório e na melhoria do balanço hídrico, consequentemente estes reduzem durante o processo de senescência como evidenciado no presente estudo (Tabela 5) (RABIZA-ŚWIDER et al., 2020; ZULFIQAR et al., 2022).

O tamanho da haste floral é um padrão adotado para comercialização da amarílis. Segundo os critérios estabelecidos pela Cooperativa Veiling Holambra para a comercialização como flor de vaso no Brasil, as plantas são classificadas em A1 (23 a 46 cm de comprimento), A2 (13 a 22 cm) e A3 (<13 cm), como flor de corte as hastes devem ter no mínimo 40 cm de comprimento. No presente estudo a irrigação com 80% da ETo proporcionou maior taxa de crescimento da haste floral, apresentando hastes com 48 cm (Figura 8A e Tabela 2), classificadas de A1, podendo ser destinadas à flor de corte e de vaso. Por outro lado, as hastes irrigadas com 40 e 60% da ETo apresentaram 26 e 33 cm, respectivamente (Tabela 2), dentro da classificação para comércio como flor de vaso. Além disso, a irrigação com 80% da ETo proporcionou maior índice de área foliar e radiação fotossinteticamente ativa interceptada (PARint) (Figura 8B e C). Diante disso, a taxa de crescimento da haste floral foi adotada como padrão para delimitação das cinco fenofases a serem adotadas na facilitação no manejo de irrigação para produção de amarílis (Figura 8A). A lâmina de 80% da ETo foi adotada como a ideal, tendo como subsídio o maior desenvolvimento das hastes e diâmetro das flores (173 cm), consequentemente maior valor comercial, considerando os critérios estabelecidos pela Cooperativa Veiling Holambra. (Figura 8A, B e C e Tabela 2). Verificou-se que a necessidade hídrica da amarílis, avaliada pelos valores de Kc e ETC, tendeu a reduzir com o avanço das fenofases (Tabelas 3 e 4). A

maior exigência hídrica ocorreu nos primeiros dias após o plantio, período acompanhado pela formação das inflorescências (Tabelas 3 e 4). A formação de inflorescência é um período de maior aporte de água para cultura da amarílis, no qual os produtores devem fornecer água suficiente à planta para estimular o surgimento das raízes e o florescimento das flores (INKHAM; PANJAMA; RUAMRUNGSRI, 2022).

Os valores inéditos de K_c e ET_c determinados no presente estudo para cultivo em condições semiáridas, são informações cruciais para gerenciamento otimizado da irrigação de forma a obter maior produtividade e qualidade floral, minimizando o desperdício de água (NACKLEY et al., 2020). Portanto, os achados do presente estudo, têm grande importância para os produtores de flores de corte, oferecendo a possibilidade de redução do uso de água, um aumento de vida de vaso e melhoria na qualidade pós-colheita das hastes de amarílis. Podendo ainda ser um indicativo para estabelecer de novos padrões de comercialização para amarílis como flor de corte em ambientes com restrição hídrica, como o semiárido brasileiro. Neste trabalho a lâmina de 40% da ET_o apresentou potencial para produção de flores de corte com maior durabilidade pós-colheita, mesmo com uma menor altura da haste floral (26 cm) (Tabela 2). Assim, adotando-se tal regime hídrico, é necessária a realização de estudos mercadológicos, além de melhor compreensão de como: condições estressantes durante a produção melhoram a aclimação às condições pós-colheita, e quais as rotas metabólicas envolvidas nesse processo.

7. CONCLUSÕES

O presente estudo mostra evidências claras de que a deficiência hídrica tem grande impacto sobre o desenvolvimento da amarílis. O déficit hídrico proporcionado pela irrigação com 20% da ET_o reduziu os parâmetros de fluorescência da clorofila *a* e o conteúdo de pigmentos fotossintéticos. Além disso, aumentou a concentração de marcadores do dano oxidativo e a atividade antioxidante enzimática e não enzimática. Menores níveis de irrigação (20 e 40% da ET_o) resultam em modificações na morfo-anatômicas, aumentando a densidade estomática, a espessura dos parênquimas paliádico e lacunoso foliar, bem como, com hastes apresentando menor tamanho e espessura da epiderme e do colênquima. As evidências fornecidas por este estudo relatam ainda a alta tolerância ao estresse pós-colheita nas hastes

irrigadas com 20 e 40% da ETo, como observado pelo aumento da vida de vaso e concentração de metabolitos secundários (antocianinas e flavonoides).

A irrigação com 80% da ETo foi considerada ideal para cultivo, a qual proporcionou a maior interceptação da radiação fotossinteticamente ativa, índice de área foliar e taxa de crescimento da haste floral ($\partial\text{TCF}/\partial t$), possibilitando a produção de hastes ideais para comercialização como flores de corte e de vaso. Cinco fenofases (ϕPh) foram delimitadas com base taxa de crescimento da haste floral ($\partial\text{TCF}/\partial t$), com duração de 10 dias cada. A necessidade hídrica da amarílis reduziu ao longo ciclo de desenvolvimento, com valores de Kc e ETc variando de 0.84 e 4.9 mm dia⁻¹ (ϕPhI) para 0.30 e 0.6 mm dia⁻¹ (ϕPhV). Contudo, são necessárias a realização de novas pesquisas buscando elucidar quais mecanismos e rotas metabólicas estão envolvidos no aumento da tolerância aos estresses pós-colheita das hastes em função do cultivo em condições de déficit hídrico. Além de estudos mercadológicos para estabelecimento de novos padrões de comercialização para amarílis como flor de corte em ambientes semiáridos.

REFERÊNCIAS

ALLEN, R. G. et al. **Crop evapotranspiration guidelines for computing crop water requirements**. 300(9) ed. Rome: D05109, 1998.

ALVARES, C. A. et al. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711–728, 1 dez. 2013.

AZIMI, M. H.; ALAVIJEH, M. K. Morphological traits and genetic parameters of *Hippeastrum hybridum*. **Ornamental Horticulture**, v. 26, n. 4, p. 579–590, 9 nov. 2020.

BAÑUELOS-HERNÁNDEZ, K. P. et al. Chitosan coating effect on vase life of flowering stems of *Heliconia bihai* (L.) L. cv. Halloween. **Postharvest Biology and Technology**, v. 132, p. 179–187, 1 out. 2017.

BENZIE, I. F. F.; STRAIN, J. J. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. **Analytical Biochemistry**, v. 239, n. 1, p. 70–76, 15 jul. 1996.

Boletim Hortigranjeiro / Companhia Nacional de Abastecimento. In: **Conab**. [s.l: s.n.]. v. 7p. 1–72.

BORGHI, M. et al. Flowers and climate change: a metabolic perspective. *New Phytologist*, v. 224, n. 4, p. 1425–1441, 1 dez. 2019.

BRADFORD, M. M. Determinación de proteínas: método de bradford. **Analytical Biochemistry**, 1976.

BRAINER, M. S. DE C. P. Quando nem tudo são flores, a floricultura pode ser uma alternativa. **Caderno Setorial ETENE**, p. 17, 2018.

BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT - Food Science and Technology**, v. 28, n. 1, p. 25–30, 1 jan. 1995.

BRITO, N. D. DA S. et al. Drought response strategies for deciduous species in the semiarid Caatinga derived from the interdependence of anatomical, phenological and bio-hydraulic attributes. **Flora**, v. 288, p. 152009, 1 mar. 2022.

BROWN, S. P.; BLACK, R. J. Amaryllis. **Florida Cooperative Extension Service**, p. 1–4, 2007.

CAKMAK, I.; STRBAC, D.; MARSCHNER, H. Activities of Hydrogen Peroxide-Scavenging Enzymes in Germinating Wheat Seeds. **Journal of Experimental Botany**, v. 44, n. 1, p. 127–132, 1 jan. 1993.

CAMPOS, C. N. et al. Melatonin reduces oxidative stress and promotes drought tolerance in young *Coffea arabica* L. plants. **Agricultural Water Management**, v. 211, p. 37–47, 1 jan. 2019.

CASER, M.; LOVISOLO, C.; SCARIOT, V. The influence of water stress on growth, ecophysiology and ornamental quality of potted *Primula vulgaris* ‘Heidy’ plants. New insights to increase water use efficiency in plant production. **Plant Growth Regulation**, v. 83, n. 3, p. 361–373, 1 dez. 2017.

COELHO JÚNIOR, L. F. et al. Darkening, damage and oxidative protection are stimulated in tissues closer to the yam cut, attenuated or not by the environment. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 99, n. 1, p. 334–342, 15 jan. 2019.

Converter | EasyRGB. Disponível em: <<https://www.easyrgb.com/en/convert.php>>. Acesso em: 19 jun. 2023.

CRUZ, Y. DA C. et al. Growth of *Typha domingensis* as related to leaf physiological and anatomical modifications under drought conditions. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 41, n. 5, p. 1–9, 1 maio 2019.

DATTA, S. K. Amaryllis / Hippeastrum. **Floriculture and Ornamental Plants**, p. 1–27, 2021.

DE SOUSA, L. D. C. et al. Growth and vase life of gladiolus plants cultivated under different conditions in the semi-arid region of Brazil. **Ornamental Horticulture**, v. 27, n. 3, p. 398–407, 23 jul. 2021.

DE SOUZA, A. G. et al. Efeito do sistema de cultivo na produção de gladiólos no Alto Vale do Itajaí, SC. **Agropecuária Catarinense**, v. 33, n. 2, p. 59–64, 1 set. 2020.

DUBOIS, M. et al. Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. **Analytical Chemistry**, 1956.

ESPINO-DÍAZ, M. et al. Development and characterization of edible films based on mucilage of *Opuntia ficus-indica* (L.). **Journal of Food Science**, v. 75, n. 6, 2010.

FRANCIS, F. J. Analysis of Anthocyanins . In: **Anthocyanins as Food Colors**. New York: : Academic Press, 1982. p. 182–205.

FREITAS, R. E.; CASTRO, C. N. DE. O PRONAF no Nordeste. In: Instituto De Pesquisa Econômica Aplicada (IPEA) (Ed.). . **Uma Jornada Pelos Contrastes Do Brasil: Cem Anos Do Censo Agropecuário**. Brasília: Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada (Ipea), 2020.

FULCHER, A. et al. The Next Ten Years: Strategic Vision of Water Resources for Nursery Producers. **HortTechnology**, v. 26, n. 2, p. 121–132, 1 abr. 2016.

GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide Dismutases I. Occurrence in Higher Plants. **Plant Physiology**, v. 59, n. 2, p. 309–314, 1 fev. 1977.

GIORDANO, M. et al. Biochemical, Physiological, and Molecular Aspects of Ornamental Plants Adaptation to Deficit Irrigation. **Horticulturae** 2021, Vol. 7, Page 107, v. 7, n. 5, p. 107, 10 maio 2021.

GIRARDI, L. B. et al. Evapotranspiração e coeficiente de cultura da alstroemeria (*Alstroemeria* × *hybrida*) cultivada em estufa. **Irriga**, v. 21, n. 4, p. 817–829, 2016a.

GIRARDI, L. B. et al. EVAPOTRANSPIRAÇÃO E COEFICIENTE DE CULTURA DA ALSTROEMERIA (*Alstroemeria* x *hybrida*) CULTIVADA EM ESTUFA. **IRRIGA**, v. 21, n. 4, p. 817–829, 6 out. 2016b.

GRANT, S. B. et al. Taking the “Waste” Out of “Wastewater” for Human Water Security and Ecosystem Sustainability. **Science**, v. 337, n. 6095, p. 681–686, 10 ago. 2012.

HA, S. T. T. et al. Use of Chlorophyll Fluorescence to Estimate Photosynthesis and Its Relationship to Vase Life of Cut Roses. **Flower Research Journal**, v. 31, n. 1, p. 10–22, 30 mar. 2023.

HANSEN, W. C.; KOEFOED, K. P. Reduced nutrient and water availability to *Hibiscus rosa-sinensis* “Cairo red” as a method to regulate growth and improve post-production quality. **European Journal of Horticultural Science**, v. 69, n. 4, p. 159–166, 2004.

HAVIR, E. A.; MCHALE, N. A. Biochemical and Developmental Characterization of Multiple Forms of Catalase in Tobacco Leaves. **Plant Physiology**, v. 84, n. 2, p. 450–455, 1 jun. 1987.

HERTOGH, A. A. DE; GALLITANO, L. Influence of photoperiod and day/night temperatures on flowering of *Amaryllis* (*Hippeastrum*) cv. Apple Blossom. **Acta**

Horticulturae, p. 129–134, 1998.

INKHAM, C.; PANJAMA, K.; RUAMRUNGSRI, S. Irrigation Levels and Fertilization Rates as Pre-Harvest Factors Affecting the Growth and Quality of Hippeastrum. **Horticulturae** 2022, Vol. 8, Page 345, v. 8, n. 4, p. 345, 18 abr. 2022.

INKHAM, C.; PIRIYAPONGPITAK, P.; RUAMRUNGSRI, S. Storage and growth temperatures affect growth, flower quality, and bulb quality of Hippeastrum. **Horticulture Environment and Biotechnology**, v. 60, n. 3, p. 357–362, 2019.

JAFARI, M. et al. Estimation of evapotranspiration and crop coefficient of drip-irrigated orange trees under a semi-arid climate. **Agricultural Water Management**, v. 248, p. 106769, 1 abr. 2021.

JAMIL, M. et al. Response of N, P and K on the growth and flowering of hippeastrum (*Hippeastrum hybridum* Hort.). **Bangladesh Journal of Agricultural Research**, v. 41, n. 1, p. 91–101, 2016.

JAMSHIDI, S. et al. Evapotranspiration, crop coefficients, and physiological responses of citrus trees in semi-arid climatic conditions. **Agricultural Water Management**, v. 227, p. 105838, 20 jan. 2020.

JARAMILLO-FLORES, M. E. et al. Effect of Thermal Treatment on the Antioxidant Activity and Content of Carotenoids and Phenolic Compounds of Cactus Pear *Cladodes* (*Opuntia ficus-indica*). **Food Chemistry**, 2003.

JARDIM, A. M. DA R. F. et al. Genotypic differences relative photochemical activity, inorganic and organic solutes and yield performance in clones of the forage cactus under semi-arid environment. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 162, p. 421–430, 1 maio 2021.

JOHANSEN, D. **Plant microtechnique**. 1st edition. ed. New York ;;London: McGraw-Hill Book Company Inc., 1940.

JÚNIOR, J. et al. **Mapeamento e Quantificação da Cadeia de Flores e Plantas**

Ornamentais no Brasil. 1^a ed. São Paulo: OCESP – Organização das Cooperativas do Estado de São Paulo, 2015.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. Consumo brasileiro de flores e plantas ornamentais: hábitos, práticas e tendências contemporâneas. **Ornamental Horticulture**, v. 23, n. 2, p. 178–184, 29 jun. 2017.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. DA S. Mercado interno para os produtos da floricultura brasileira: características, tendências e importância sócio-econômica recente. **Ornamental Horticulture**, v. 14, n. 1, 8 jul. 2008.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. DA S. **Sustainability in Brazilian floriculture: Introductory notes to a systemic approach** **Ornamental Horticulture**, 2018.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, S. Balanço da floricultura brasileira em 2013. p. 2013, 2013.

KASNAK, C.; PALAMUTOGLU, R. Effect of Yogurt Serum on Enzymatic and Oxidative Activity in Fresh-Cut Potatoes. **ACS Food Science & Technology**, v. 1, n. 10, p. 1842–1848, 19 nov. 2021.

KHALEGHI, A. et al. Morphological, physiochemical and antioxidant responses of *Maclura pomifera* to drought stress. **Scientific Reports 2019 9:1**, v. 9, n. 1, p. 1–12, 17 dez. 2019.

KITAJIMA, M.; BUTLER, W. L. Quenching of chlorophyll fluorescence and primary photochemistry in chloroplasts by dibromothymoquinone. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 376, n. 1, p. 105–115, 1975.

LICHTENTHALER, H. K.; BUSCHMANN, C. Chlorophylls and Carotenoids Measurement and UV-VIS characterization Lichtenthaler 2001. **Current Protocols in Food Analytical Chemistry**, v. F4.3.1-F4., n. Supplement 1, p. 1–8, 2001.

LIU, H. et al. Optimizing irrigation frequency and amount to balance yield, fruit quality and water use efficiency of greenhouse tomato. **Agricultural Water Management**,

v. 226, p. 105787, 20 dez. 2019.

MAKONYA, G. M. et al. Chlorophyll fluorescence and carbohydrate concentration as field selection traits for heat tolerant chickpea genotypes. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 141, p. 172–182, 1 ago. 2019.

MARASEK-CIOLAKOWSKA, A.; SOCHACKI, D.; MARCINIAK, P. Breeding Aspects of Selected Ornamental Bulbous Crops. **Agronomy**, v. 11, n. 9, p. 1709, 27 ago. 2021.

MATEUS, C. DE M. D. et al. Análise de crescimento do amarílis cultivado a pleno sol. **Revista Ceres**, v. 57, n. 4, p. 469–475, ago. 2010.

MENEGAES, J. F. et al. CONSUMO HÍDRICO DE CALLA LILY SUBMETIDA AO MANEJO DE IRRIGAÇÃO VIA SOLO E TEORES DE COBRE¹. **IRRIGA**, v. 22, n. 1, p. 74–86, 30 mar. 2017.

NACKLEY, L. L. et al. Developing a Water-stress Index for Potted Poinsettia Production. **HortScience**, v. 55, n. 8, p. 1295–1302, 1 ago. 2020.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen Peroxide is Scavenged by Ascorbate-specific Peroxidase in Spinach Chloroplasts. **Plant and Cell Physiology**, v. 22, n. 5, p. 867–880, 1 ago. 1981.

NEWMAN, S. E. Floriculture q The Floriculture Industry. v. 3, n. April, p. 756–768, 2019.

NORIKOSHI, R. et al. Identification of Soluble Carbohydrates and Their Subcellular Concentrations in Petals during Flower Opening in *Eustoma grandiflorum*. **The Horticulture Journal**, v. 85, n. 3, p. 238–247, 2016.

OLIVEIRA, A. A. P.; BRAINER, M. S. DE C. **Floricultura: caracterização e mercado**. Fortaleza: Banco do Nordeste do Brasil, 2007. v. 16

PAIVA, P. D. DE O. et al. Flower and ornamental plant consumers profile and

behavior. **Ornamental Horticulture**, v. 26, n. 3, p. 333–345, 18 set. 2020.

PEREIRA, P. C. G. et al. A review on pesticides in flower production: A push to reduce human exposure and environmental contamination. **Environmental Pollution**, v. 289, p. 117817, 15 nov. 2021.

POLLASTRINI, M. et al. Tree diversity affects chlorophyll a fluorescence and other leaf traits of tree species in a boreal forest. **Tree Physiology**, v. 37, n. 2, p. 199–208, 1 fev. 2017.

PELLEGRINI, M. B. Q. Caracterização e seleção de amarílis melhorados pelo Instituto Agronômico - IAC para flor de corte. Curso de Pós-Graduação em Agricultura Tropical e Subtropical. IAC, Campinas, 2007.

RABIZA-ŚWIDER, J. et al. Nanosilver and sucrose delay the senescence of cut snapdragon flowers. **Postharvest Biology and Technology**, v. 165, p. 111165, 1 jul. 2020.

ROBINSON, M. et al. Distribution of Assimilates in *Gladiolus grandiflorus* as Affected by Water Deficit. **Annals of Botany**, v. 51, n. 4, p. 461–468, 1 abr. 1983.

SÁNCHEZ-RANGEL, J. C. et al. The Folin-Ciocalteu assay revisited: Improvement of its specificity for total phenolic content determination. **Analytical Methods**, v. 5, n. 21, p. 5990–5999, 2013.

SARKER, U.; OBA, S. Drought Stress Effects on Growth, ROS Markers, Compatible Solutes, Phenolics, Flavonoids, and Antioxidant Activity in *Amaranthus tricolor*. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 186, n. 4, p. 999–1016, 1 dez. 2018.

SCHWAB, N. T. et al. A phenological scale for the development of *Gladiolus*. **Annals of Applied Biology**, v. 166, n. 3, p. 496–507, 1 maio 2015.

SHABANIAN, S. et al. Physiological and biochemical modifications by postharvest treatment with sodium nitroprusside extend vase life of cut flowers of two gerbera cultivars. **Postharvest Biology and Technology**, v. 137, p. 1–8, 1 mar. 2018.

SHARMA, P. et al. Reactive Oxygen Species, Oxidative Damage, and Antioxidative Defense Mechanism in Plants under Stressful Conditions. **Journal of Botany**, v. 2012, p. 1–26, 24 abr. 2012.

SHI, L. et al. Influence of Nocturnal Supplemental Lighting and Different Irrigation Regimes on Vase Life and Vase Performance of the Hybrid Rose ‘Charming Black’. **Horticultural Science and Technology** 2021 39:1, v. 39, n. 1, p. 23–36, 28 fev. 2021.

SHILLO, R. et al. Cultivation of cut flower and bulb species with saline water. **Scientia Horticulturae**, v. 92, n. 1, p. 41–54, 4 jan. 2002.

SILVA, F. P. M. DA et al. Desenvolvimento do amarílis sob efeito de doses de nitrogênio. **Revista Agrarian**, n. July 2013, p. 20–25, 2014.

SINGAB, A. N. B. et al. Shedding the light on Iridaceae: Ethnobotany, phytochemistry and biological activity. **Industrial Crops and Products**, v. 92, p. 308–335, 15 dez. 2016.

SINGH, A.; KUMAR, J.; KUMAR, P. Effects of plant growth regulators and sucrose on post harvest physiology, membrane stability and vase life of cut spikes of gladiolus. **Plant Growth Regulation**, v. 55, n. 3, p. 221–229, 2008.

SOUZA, P. U. et al. Biometric, physiological and anatomical responses of Passiflora spp. to controlled water deficit. **Scientia Horticulturae**, v. 229, p. 77–90, 9 fev. 2018.

SUN, Y. et al. Response of plants to water stress: A meta-analysis. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p. 978, 2020.

TANG, Y. et al. Implications of terminal oxidase function in regulation of salicylic acid on soybean seedling photosynthetic performance under water stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 112, p. 19–28, 1 mar. 2017.

TOMBOLATO, A. F. C. et al. Bulbosas ornamentais no Brasil. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 16, n. 2, p. 127–138, 2010.

TOSCANO, S. et al. Leaf physiological and anatomical responses of Lantana and Ligustrum species under different water availability. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 127, p. 380–392, 1 jun. 2018.

TOSCANO, S.; FERRANTE, A.; ROMANO, D. Response of Mediterranean Ornamental Plants to Drought Stress. **Horticulturae** 2019, Vol. 5, Page 6, v. 5, n. 1, p. 6, 14 jan. 2019.

WANG, Y. et al. Revealing the complex genetic structure of cultivated amaryllis (Hippeastrum hybridum) using transcriptome-derived microsatellite markers. **Scientific Reports** 2018 8:1, v. 8, n. 1, p. 1–12, 13 jul. 2018.

WILLIAMS, M. H.; ROSENQVIST, E.; BUCHHAVE, M. The effect of reducing production water availability on the post-production quality of potted miniature roses (Rosa×hybrida). **Postharvest Biology and Technology**, v. 18, n. 2, p. 143–150, 1 mar. 2000.

XIONG, M. et al. Assessment of genetic diversity and identification of core germplasm in single-flowered amaryllis (Hippeastrum hybridum) using SRAP markers. **Biotechnology and Biotechnological Equipment**, v. 34, n. 1, p. 966–974, 1 jan. 2020.

YAN, K. et al. Saline stress enhanced accumulation of leaf phenolics in honeysuckle (Lonicera japonica Thunb.) without induction of oxidative stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 112, p. 326–334, 1 mar. 2017.

ZAMPIROLLO, J. B. et al. Analyses of OJIP transients in leaves of two epiphytic orchids under drought stress. **Ornamental Horticulture**, v. 27, n. 4, p. 556–565, 8 nov. 2021.

ZHANG, Y.; LIU, G. JIAN. Effects of cesium accumulation on chlorophyll content and fluorescence of Brassica juncea L. **Journal of Environmental Radioactivity**, v. 195, p. 26–32, 1 dez. 2018.

ZHENG, H. et al. Effects of melatonin treatment on the enzymatic browning and nutritional quality of fresh-cut pear fruit. **Food chemistry**, v. 299, 30 nov. 2019.

ZULFIQAR, F. et al. Pre-harvest potassium foliar application improves yield, vase

life and overall postharvest quality of cut gladiolus inflorescences. **Postharvest Biology and Technology**, v. 192, p. 112027, 1 out. 2022.

