



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

RODRIGO RIBEIRO DA SILVA

**MELATONINA, SEROTONINA E DOPAMINA NA MITIGAÇÃO DO ESTRESSE
HÍDRICO EM BETERRABA**

AREIA

2025

RODRIGO RIBEIRO DA SILVA

**MELATONINA, SEROTONINA E DOPAMINA NA MITIGAÇÃO DO ESTRESSE
HÍDRICO EM BETERRABA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Orientador: Prof. Dr. Diego Silva Batista

Coorientadora: Dr^a. Juliane Maciel Henschel

AREIA

2025

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

S586m Silva, Rodrigo Ribeiro da.

Melatonina, serotonina e dopamina na mitigação do estresse hídrico em beterraba / Rodrigo Ribeiro da Silva. - Areia:UFPB/CCA, 2025.

74 f. : il.

Orientação: Diego Silva Batista.

Coorientação: Juliane Maciel Henschel.

Dissertação (Mestrado) - UFPB/CCA.

1. Agronomia. 2. Seca. 3. Beta vulgaris L. 4. Estresse oxidativo. 5. Biorreguladores. 6. Resposta morfofisiológica. 7. Qualidade pós-colheita. I. Batista, Diego Silva. II. Henschel, Juliane Maciel. III. Título.

UFPB/CCA-AREIA

CDU 631/635(02)

RODRIGO RIBEIRO DA SILVA

MELATONINA, SEROTONINA E DOPAMINA NA MITIGAÇÃO DO ESTRESSE
HÍDRICO EM BETERRABA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Aprovado em: 17/06/2025.

BANCA EXAMINADORA



Documento assinado digitalmente

DIEGO SILVA BATISTA

Data: 07/07/2025 07:34:54-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Diego Silva Batista (Orientador)
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)



Documento assinado digitalmente

JULIANE MACIEL HENSCHEL

Data: 07/07/2025 08:00:43-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr^a. Juliane Maciel Henschel (Coorientadora)
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)



Documento assinado digitalmente

JOSE EVANGELISTA SANTOS RIBEIRO

Data: 07/07/2025 11:08:25-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. José Evangelista Santos Ribeiro
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)

Elizaniilda R. do Rêgo

Prof. Dr^a. Elizaniilda Ramalho do Rêgo
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)

SILVA, R.R. **Melatonina, serotonina e dopamina na mitigação do estresse hídrico em beterraba**. Areia-Paraíba: Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Paraíba, jun. 2025, 74p. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Programa de Pós-Graduação em Agronomia.

RESUMO

A agricultura moderna enfrenta desafios significativos devido aos impactos das mudanças climáticas, especialmente quando ocorrem eventos climáticos intensos. As secas prolongadas têm impactado negativamente a produtividade das culturas, levando a adaptações morfológicas e bioquímicas que podem prejudicar o desempenho produtivo das plantas. Nesse contexto, a utilização de biorreguladores, como a melatonina, serotonina e dopamina, surge como uma alternativa promissora. Tal destaque se fundamenta no papel dessas substâncias como agentes antioxidantes e reguladores do crescimento vegetal, revelando-se como estratégias para fortalecer a resiliência das plantas frente as adversidades climáticas. Nesse contexto, o objetivo desse trabalho foi analisar a influência da aplicação de melatonina, dopamina e serotonina na morfofisiologia e qualidade pós-colheita de beterrabas cultivadas sob déficit hídrico. Para isso, plantas de beterraba foram cultivadas em vasos contendo substrato comercial, sendo submetidas aos tratamentos que combinaram 2 condições de irrigação, bem irrigado (80% da capacidade de retenção do substrato) e déficit hídrico (30% da capacidade de retenção do substrato) e aplicações foliares de água destilada (controle); melatonina e dopamina na concentração de 100 mM e serotonina na concentração de 5 mM. Ao longo do experimento, foram realizadas avaliações de variáveis morfológicas, fisiológicas e de pós-colheita. A biomassa, morfologia e a capacidade fotossintética da beterraba foram reduzidas pelo déficit hídrico, enquanto os biorreguladores não mitigaram os danos causados por essa condição na maioria das variáveis avaliadas. No entanto, foi possível observar que a serotonina promoveu uma maior assimilação de carbono em condições de seca comparado a irrigação plena. Nas plantas submetidas à seca, a dopamina reduziu o extravasamento de eletrólitos em relação as plantas não tratadas e aumentou a concentração de açúcares da raiz, evidenciando um melhor equilíbrio oxidativo das plantas. A restrição hídrica reduziu a concentração de vitamina C nas raízes das plantas controle, enquanto nas plantas

tratadas com biorreguladores, os teores de vitamina C não apresentaram diferenças significativas entre as condições de irrigação. A melatonina apresentou maior efeito em plantas bem irrigadas, otimizando a assimilação de carbono, a fotossíntese, a síntese de fenólicos e a atividade antioxidante, além de manter os níveis de sólidos solúveis mesmo sob estresse, indicando ação osmoprotetora que reduz a necessidade de acúmulo de osmólitos. As plantas tratadas com os biorreguladores mantiveram a coloração da casca mesmo sob restrição hídrica, melhorando seu aspecto visual. Estes resultados demonstram que o estresse severo impactou grandemente a produção e qualidade da beterraba. Apesar dos biorreguladores não reverterem os efeitos do déficit hídrico na maioria das variáveis, foi possível apontar que eles influenciaram as características fisiológicas das plantas sob deficiência hídrica, com destaque para a dopamina e serotonina. Nesse contexto, são necessárias novas pesquisas para entender como esses compostos afetam a fisiologia das plantas em situações de estresse moderado e para verificar as concentrações a serem aplicadas, uma vez que essas moléculas têm ação em baixas concentrações nas plantas.

Palavras-Chave: seca; *Beta vulgaris* L.; estresse oxidativo; biorreguladores, resposta morfofisiológica, qualidade pós-colheita.

SILVA, R.R. **Melatonin, serotonin, and dopamine in the mitigation of water stress in beetroot.** Areia-Paraíba: Center for Agricultural Sciences, Federal University of Paraíba, jun 2025, 74p. Dissertation (Master's in Agronomy). Graduate Program in Agronomy.

ABSTRACT

Modern agriculture faces significant challenges due to the impacts of climate change, especially during extreme weather events. Prolonged droughts have negatively affected crop productivity, leading to morphological and biochemical adaptations that can compromise plant performance. In this context, the use of bioregulators such as melatonin, serotonin, and dopamine emerges as a promising alternative. This potential is based on their roles as antioxidants and plant growth regulators, offering strategies to enhance plant resilience under adverse climatic conditions. This study aimed to evaluate the influence of melatonin, dopamine, and serotonin application on the morphophysiology and postharvest quality of beetroots grown under water deficit conditions. Beet plants were cultivated in pots filled with commercial substrate and subjected to treatments combining two irrigation regimes—well-watered (80% of substrate water-holding capacity) and water deficit (30% of capacity)—and foliar applications of distilled water (control), melatonin and dopamine at 100 mM, and serotonin at 5 mM. Morphological, physiological, and postharvest variables were assessed throughout the experiment. Biomass, morphology, and photosynthetic capacity were reduced by water deficit, and the bioregulators did not mitigate the damage caused by drought for most of the evaluated variables. However, serotonin promoted greater carbon assimilation under drought compared to full irrigation. In drought-stressed plants, dopamine reduced electrolyte leakage compared to untreated plants and increased root sugar content, indicating improved oxidative balance. Water deficit reduced vitamin C content in control roots, whereas no significant differences were observed in bioregulator-treated plants across irrigation conditions. Melatonin showed a stronger effect under well-watered conditions, improving carbon assimilation, photosynthesis, phenolic synthesis, and antioxidant activity, while maintaining soluble solids levels under stress, suggesting an osmoprotective action that reduces the need for osmolyte accumulation. Bioregulator-treated plants preserved skin coloration under drought, enhancing visual

quality. These results demonstrate that severe stress greatly affected beet production and quality. Although bioregulators did not reverse most of the effects of water deficit, they influenced plant physiological traits under stress, particularly dopamine and serotonin. Further research is needed to understand how these compounds affect plant physiology under moderate stress and to determine appropriate application concentrations, given their activity at low doses in plants.

Keywords: drought; *Beta vulgaris* L.; oxidative stress; bioregulators; morphophysiological response; postharvest quality.

SUMÁRIO

1 REFERENCIAL TEÓRICO.....	8
1.1 MUDANÇAS CLIMÁTICAS E AGRICULTURA.....	8
1.2 EFEITO DO DÉFICIT HÍDRICO NAS PLANTAS.....	9
1.3 BIORREGULADORES EM PLANTAS.....	12
1.4 MELATONINA	13
1.5 DOPAMINA	15
1.6 SEROTONINA.....	17
1.7 A CULTURA DA BETERRABA.....	19
REFERÊNCIAS.....	21
ARTIGO	29
RESUMO.....	29
ABSTRACT.....	30
2 INTRODUÇÃO	31
3 MATERIAL E MÉTODOS	34
3.1 LOCALIZAÇÃO EXPERIMENTAL.....	34
3.2 CONDIÇÕES DE CULTIVO DA BETERRABA.....	34
3.3 ESTRESSE HÍDRICO E TRATAMENTOS.....	35
3.4 COLETA E ANÁLISE DAS VARIÁVEIS	36
3.4.1 Variáveis morfológicas e de biomassa.....	36
3.4.2 Variáveis fisiológicas.....	36
3.4.3 Variáveis de pós-colheita	38
3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA	39
4 RESULTADOS.....	40
4.1 VARIÁVEIS MORFOLÓGICAS E DE BIOMASSA	40
4.2 VARIÁVEIS FISIOLÓGICAS	44
4.3 VARIÁVEIS DE PÓS-COLHEITA.....	51
5 DISCUSSÃO	57
6 CONCLUSÃO	63
REFERÊNCIAS.....	64
ANEXO A.....	72
ANEXO B.....	73
ANEXO C.....	74

1 REFERENCIAL TEÓRICO

1.1 MUDANÇAS CLIMÁTICAS E AGRICULTURA

As mudanças climáticas caracterizam-se por alterações significativas nos padrões climáticos globais, com impactos profundos nos sistemas agrícolas (Malhi & Kaur, 2021). O aumento das temperaturas médias e a maior frequência de eventos extremos, como secas prolongadas e chuvas intensas, têm afetado diretamente a produção de alimentos em escala global (Abbass et al., 2022; Roy et al., 2022). Estudos recentes estimam que aproximadamente 17% das perdas agrícolas mundiais estão diretamente relacionadas ao aquecimento global, com impactos particularmente severos nas regiões tropicais (Junaid; Gokce, 2024; Ortiz-Bobea et al., 2020).

Os efeitos sobre as culturas agrícolas ocorrem em múltiplos níveis. O estresse térmico interfere nos processos fisiológicos das plantas, reduzindo a eficiência fotossintética e alterando os padrões de floração e frutificação (Yuan et al., 2024). Simultaneamente, as mudanças nos regimes pluviométricos e o aumento da evapotranspiração intensificam o estresse hídrico, comprometendo o desenvolvimento vegetal (Zhang et al., 2021). Essas alterações climáticas também afetam a qualidade nutricional dos alimentos, com reduções significativas no teor de vitaminas, minerais e compostos bioativos em diversas culturas, especialmente hortaliças (Dumitru et al., 2023).

A degradação dos solos tem se intensificado com as mudanças climáticas, com aceleração dos processos erosivos e perda de matéria orgânica (Lal, 2020). Além disso, o aquecimento global tem favorecido a expansão geográfica de pragas e doenças, criando desafios fitossanitários (Deutsch et al., 2018). Esses fatores combinados resultam em perdas médias de produtividade que atingem 21% em algumas culturas, com variações regionais significativas (Ortiz-Bobea et al., 2020; Yang et al., 2024).

Diante desse cenário, estratégias de adaptação tornam-se necessárias. O desenvolvimento de variedades vegetais mais resilientes, através de técnicas

convencionais e biotecnológicas, tem mostrado resultados promissores (Raza et al., 2019). Sistemas integrados de produção, como a agrofloresta, combinam adaptação climática com sustentabilidade ambiental, enquanto técnicas de conservação do solo e água ajudam a manter a produtividade em condições adversas (Jägermeyr et al., 2020). A irrigação de precisão emerge como solução tecnológica crucial para otimizar o uso de recursos hídricos cada vez mais escassos (Abioye et al., 2022).

As medidas de mitigação também são essenciais, incluindo o manejo integrado de nutrientes para reduzir emissões de gases de efeito estufa e práticas que promovam o sequestro de carbono no solo (Wollenberg et al., 2016). A transição para fontes renováveis de energia nas propriedades rurais completa o conjunto de ações necessárias para reduzir a pegada ecológica da agricultura (Kabeyi; Olanrewaju, 2022).

As projeções para as próximas décadas indicam a intensificação desses desafios, exigindo investimentos contínuos em pesquisa e desenvolvimento de tecnologias adaptativas (IPCC, 2022). A construção de sistemas agroalimentares resilientes demandará a integração de conhecimentos científicos com práticas tradicionais, além de políticas públicas que promovam a adaptação de forma equitativa (FAO, 2021). Nesse contexto, a cooperação internacional e a transferência de tecnologias para regiões mais vulneráveis serão fundamentais para garantir a segurança alimentar global frente às mudanças climáticas (Verma et al., 2025).

1.2 EFEITO DO DÉFICIT HÍDRICO NAS PLANTAS

A deficiência hídrica reduz o conteúdo de água no solo, tornando o potencial hídrico mais negativo. Isso dificulta a absorção de água pelas raízes, levando a uma diminuição do potencial hídrico nas plantas (Bhattacharya; Bhattacharya, 2021). Como resultado, ocorre o fechamento estomático, mediado pelo ácido abscísico (ABA), reduzindo a entrada de CO₂ nas folhas, limitando a carboxilação e diminuindo a taxa fotossintética que reflete na redução do crescimento vegetal (Hsu et al., 2021; Aslam et al., 2022).

Nas reações independentes da luz, o ciclo de Calvin é prejudicado pela diminuição da atividade de enzimas-chave, como a RubisCo, devido à escassez de CO_2 e à inibição de sua ativação, ocorrendo também limitação na regeneração de ribulose-1,5-bisfosfato (RuBP) e a redução na exportação de trioses-fosfato do cloroplasto para o citoplasma, afetando a síntese de açúcares, o crescimento e o desenvolvimento vegetal (Ullah et al., 2018; Qiao, 2024). Essa redução na disponibilidade de CO_2 no mesófilo foliar também favorece a atividade oxigenase da RubisCo, aumentando a taxa de fotorrespiração que, apesar de desempenhar um papel protetor ao atuar como um dissipador de energia, a fotorrespiração reduz a fotossíntese líquida nas plantas (Busch, 2020).

Além disso, o estresse hídrico compromete as reações dependentes da luz, provocando danos aos fotossistemas I e II (PSI e PSII, respectivamente). Esse desequilíbrio na cadeia de transporte de elétrons leva à redução dos aceptores de elétrons do PSI, resultando na geração excessiva de espécies reativas de oxigênio (EROs), formadas devido ao acúmulo de energia não dissipada. (Qiao et al., 2024). A produção excessiva de EROs provoca danos oxidativos a lipídios, proteínas e ácidos nucleicos, comprometendo a integridade das membranas, a funcionalidade enzimática e a estabilidade genética celular e, em casos severos, pode induzir a senescência precoce e morte celular programada (Sachdev et al., 2021, Mansoor et al., 2022). Apesar disso, em níveis moderados, as EROs também atuam como sinalizadores importantes na ativação de respostas adaptativas ao estresse (Nadarajah, 2020; Li et al., 2023).

As plantas desenvolveram sistemas antioxidantes enzimáticos (como SOD, CAT, APX) e não enzimáticos (glutathiona, ácido ascórbico, compostos fenólicos) para controlar o acúmulo de EROs (Mansoor et al., 2022). A eficiência desses mecanismos antioxidantes na eliminação de EROS é determinante para a tolerância ao déficit hídrico (Rajput et al., 2021; Mishra et al., 2023). O sistema antioxidante enzimático atua na redução das EROS catalisando reações de desintoxicação, enquanto no sistema não enzimático, substâncias como glutathiona, ácido ascórbico e compostos fenólicos atuam como doadores de elétrons, interrompendo reações em cadeia de oxidação lipídica (Hasanuzzaman et al., 2020).

A seca limita o crescimento das plantas ao inibir a divisão e a expansão celular, afetando a espessura das folhas e a estrutura das raízes (Wu et al., 2022). Sob estresse hídrico, a expansão celular nas plantas é inibida principalmente pela perda de pressão de turgor, essencial para o alongamento celular (Anjum et al., 2017). Além disso, ocorre o endurecimento da parede celular por lignificação, e as alterações no pH do apoplasto inibe enzimas como expansinas, essenciais à extensibilidade da parede (Samalova; Gahurova; Hejatko, 2022). Ao comprometer a turgidez e, conseqüentemente, o equilíbrio osmótico celular, as plantas criam mecanismos adaptativos como o ajuste osmótico para reduzir os danos, principalmente acumulando osmoprotetores — compostos como aminoácidos, açúcares, álcoois, poliaminas e íons inorgânicos — que ajudam a manter a homeostase, protegendo proteínas e membranas contra o estresse oxidativo (Ullah et al., 2017).

O estresse hídrico causa desidratação do protoplasma, comprometendo a integridade da membrana plasmática, que se retrai e perde sua organização, formando fissuras que aumentam a permeabilidade celular, levando ao vazamento de solutos, desequilíbrios metabólicos e inibição do crescimento vegetal (Cao et al., 2024).

A dinâmica de nutrientes também é afetada pelo déficit hídrico, visto que a absorção ocorre principalmente por fluxo de massa e difusão, processos que dependem da presença de água no solo (Silva et al., 2011). A seca compromete esses processos devido à redução da transpiração e difusão, limitando o transporte desses elementos pelo xilema, levando a deficiências nutricionais, especialmente de macronutrientes como nitrogênio, fósforo e potássio (Silva et al., 2011; Yang et al., 2021).

O déficit hídrico afeta a qualidade nutricional e pós-colheita dos vegetais, promovendo mudanças nos carboidratos, proteínas, lipídios e metabólitos secundários, o que pode impactar diretamente os produtos agrícolas (Stagnari; Galieni; Pisante, 2016). O estresse hídrico, embora prejudicial, pode induzir efeitos positivos na qualidade dos vegetais ao estimular a biossíntese de metabólitos secundários, como polifenóis, com propriedades antioxidantes e promotoras da saúde (Toscano et al., 2019; González-Chavira et al., 2018). Espécies tolerantes à seca apresentam maior capacidade de acumular compostos bioativos devido a

mecanismos adaptativos que preservam a funcionalidade do cloroplasto, mantêm a homeostase iônica e eliminam radicais livres; nesses casos, a elevação de fitoquímicos ocorre especialmente em órgãos com perda de massa, o que aumenta sua concentração relativa (Toscano et al., 2019).

Nesse sentido, a escassez hídrica pode induzir a síntese de metabólitos secundários, como ácidos fenólicos, flavonoides e terpenoides, além de aumentar os níveis de sólidos solúveis totais, como açúcares, aminoácidos e ácidos orgânicos, além de promover a produção de antioxidantes não enzimáticos, incluindo flavonoides, compostos fenólicos e vitaminas (Nora et al., 2012). Por outro lado, o estresse hídrico compromete diretamente a qualidade pós-colheita, tornando os produtos mais vulneráveis a danos, intensificando o estresse fisiológico, favorecendo o vazamento de membranas, a perda de peso durante o armazenamento, diminuindo a qualidade sensorial e nutricional, aumentando a incidência de distúrbios fisiológicos que podem alterar a dinâmica de síntese e acúmulo de metabólitos secundários (Ansari; Tuteja, 2015; Adu et al., 2019; Yun; Gao; Jiang, 2022).

1.3 BIORREGULADORES EM PLANTAS

Biorreguladores, ou reguladores do crescimento vegetal, são substâncias orgânicas produzidas naturalmente por plantas superiores ou obtida de forma sintética que, em pequenas quantidades, controlam o crescimento, a fisiologia e o desenvolvimento vegetal (Desta; Amare, 2021; Sabagh et al., 2021). Eles agem como sinalizadores químicos, desencadeando respostas fisiológicas e bioquímicas que podem aumentar a tolerância das plantas a estresses abióticos, como o estresse hídrico (Spence; Bais, 2015; Zulfiqar; Ashraf, 2021).

Os principais biorreguladores que controlam o funcionamento dos vegetais e a defesa contra estresses são os fitormônios (Ali et al., 2024). Além dos cinco clássicos (auxinas, citocininas, giberelinas, ácido abscísico e etileno), outros, como brassinosteroides, ácido jasmônico, ácido salicílico, estrigolactonas e peptídeos, também são essenciais para o crescimento e a resposta ao estresse (Zhao et al., 2021).

Estudos recentes indicam que neurotransmissores como ácido gama-aminobutírico, glutamato, serotonina, melatonina e dopamina também desempenham papéis essenciais em processos fisiológicos das plantas, além de serem importantes sinalizadores a diferentes tipos de estresse (Akula; Mukherjee, 2020; Dehghanian et al., 2024).

A aplicação de biorreguladores pode aumentar a tolerância das plantas a seca uma vez que essas substâncias melhoram a defesa antioxidante da planta através da regulação dos sistemas de defesa enzimáticos e não enzimáticos (Zulfiqar; Ashraf 2021; Raza et al., 2022). Além disso, os reguladores vegetais desempenham um papel fundamental na modulação dos mecanismos de reparo da parede celular, na regulação do pH e no fechamento estomático, na estimulação do crescimento radicular, no acúmulo de osmólitos, promovem a homeostase iônica, regulam a síntese da clorofila etc. (Ullah et al., 2018; Altaf et al., 2023; Zheng et al., 2023).

1.4 MELATONINA

A melatonina (N -acetil-5-metoxitriptamina) é uma molécula multirreguladora que desempenha diversos papéis fisiológicos tanto no reino animal como vegetal (Arnao; Hernández-Ruiz, 2018). Conhecida como fitomelatonina nas plantas, essa molécula participa de diversos processos fisiológicos, incluindo germinação, crescimento radicular e caulinar, fotossíntese, regulação estomática, frutificação e senescência. Além disso, desempenha um papel essencial na resposta das plantas aos estresses abióticos e bióticos. (Sun et al., 2021; Aghdam; Arnao, 2024).

A melatonina é sintetizada a partir do aminoácido triptofano por meio de uma via metabólica de quatro etapas. O triptofano é descarboxilado pela enzima triptofano descarboxilase (TDC) e convertido em triptamina; A triptamina é então convertida em 5-hidroxitriptamina pela triptamina 5-hidroxilase (T5H); A N -acetilação da serotonina é catalisada pela enzima serotonina N -acetiltransferase (SNAT). A N -acetilserotonina é então metilada pela acetilserotonina metil transferase (ASMT), gerando a melatonina (Arnao & Hernández-Ruiz, 2018).

Estudos mostram que essas enzimas variam em expressão dependendo do tecido, estágio de desenvolvimento e condições ambientais (Zhao et al., 2019).

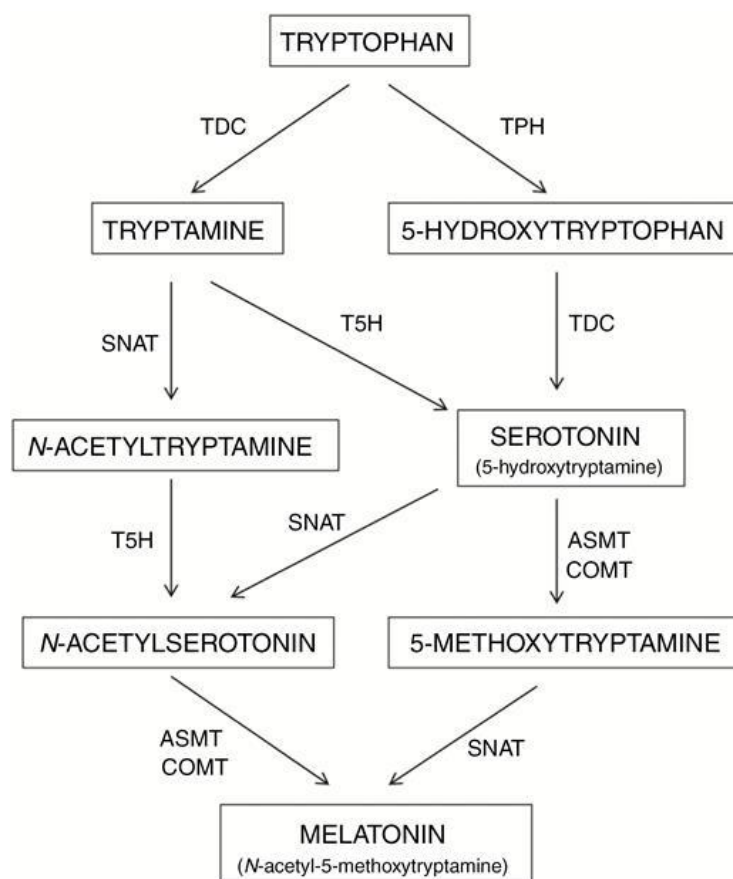


Fig 1. Via biossintética da melatonina em plantas. As enzimas das respectivas etapas são: T5H, triptofano 5-hidroxilase; TDC, triptofano descarboxilase; SNAT, serotonina *N*-acetiltransferase; ASMT, acetilserotonina metiltransferase; e COMT, ácido cafeico *O*- metiltransferase.(Adaptado de Arnao & Hernández-Ruiz, 2018).

A síntese de melatonina ocorre principalmente nas mitocôndrias e cloroplastos, que são as principais fontes de geração de radicais livres, e isso evidencia uma adaptação evolutiva especialmente por a melatonina ser eficaz em neutralizar radicais, protegendo essas organelas contra o estresse oxidativo (Tan et al., 2013). Ainda não há um consenso claro sobre os mecanismos de transporte da melatonina em plantas. Evidências sugerem que a melatonina, por possuir estrutura semelhante à auxina, pode ser transportada a longas distâncias, e sua aplicação exógena eleva seus níveis em diferentes tecidos, sugerindo um possível papel na

sinalização entre órgãos durante o estresse, embora ainda não esteja definido se há transporte das folhas para as raízes sob essas condições. (Hardeland, 2016; Li et al., 2017).

Estudos transcriptômicos indicam que a melatonina regula genes relacionados a estresse oxidativo, metabolismo secundário e resposta hormonal sendo que os mecanismos de transdução de sinal incluem a ativação de vias como MAPKs (proteína quinase ativada por mitógenos) e aumento da expressão de genes antioxidantes (Tan et al., 2013; Sun et al., 2021).

Uma das características mais estudadas da melatonina é sua influência na defesa antioxidante das plantas. A fitomelatonina reduz os efeitos do estresse oxidativo em ácidos nucleicos, proteínas e lipídios, atuando na regulação de antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos ou como eliminadora de espécies reativas de oxigênio (Kanwar; Yu; Zhou, 2018; Khan et al., 2020).

Outra função essencial da melatonina em vegetais é a manutenção da qualidade nutricional pós-colheita, pois ela retarda a senescência e a deterioração fisiológica dos produtos vegetais (Liu et al., 2025). Além disso, devido ao seu forte efeito antioxidante, a melatonina é fundamental para preservar a qualidade dos vegetais em condições de estresse (Khan et al., 2020; Himanshu et al., 2024).

1.5 DOPAMINA

Os primeiros relatos da detecção da dopamina (3-hidroxitiramina ou 3,4-dihidroxifenetilamina) em plantas foram em 1968 sendo encontradas em diferentes concentrações em plantas não seria melhor citar o estudo original? (Kimura, 1968; Liu et al., 2020). A dopamina faz parte do grupo químico das catecolaminas e foi primeiramente relatada em plantas como uma molécula com alto poder antioxidante (Liang et al., 2018). Devido ao seu poder redutor, desempenha um papel essencial na fotofosforilação dos cloroplastos e regulação de mecanismos de homeostase iônica, contribuindo para a remoção de espécies reativas de oxigênio (Abdulmajeed et al., 2022; Lan et al., 2021).

A dopamina é sintetizada a partir da L-tirosina. A via principal envolve a descarboxilação da tirosina pela tirosina descarboxilase (TYDC) para produzir tiramina, que é então hidroxilada pela monofenol hidroxilase (MH) para gerar dopamina. A segunda via inicia-se com a hidroxilação da tirosina pela tirosina hidroxilase (TH) para produzir L-DOPA, que é então descarboxilada pela dopa descarboxilase (DD) para produzir dopamina. Apesar da presença confirmada de dopamina em várias espécies vegetais, a via enzimática exata e os genes envolvidos ainda são parcialmente caracterizados (Soares et al., 2014, Liu et al., 2020).

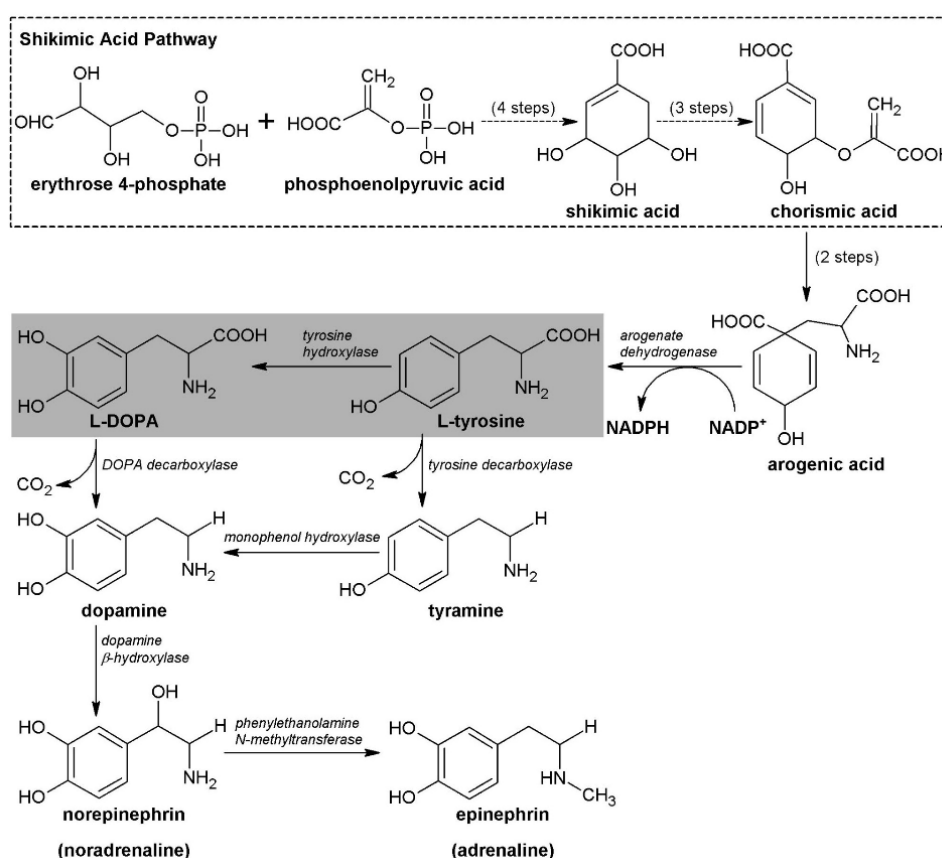


Fig. 2. Via biossintética da dopamina em plantas. (Adaptado de Soares et al., 2014).

O transporte de dopamina em plantas ainda é mal compreendido. Embora existam evidências de sua mobilidade entre tecidos, não há transportadores específicos identificados (Kulma; Szopa, 2007; Liu et al., 2020). Entretanto, apesar das evidências ainda iniciais, estudos sugerem a presença de receptores de catecolaminas em plantas como as proteínas DoH-CB capazes de se ligar à

dopamina via indução por auxina (Verelst et al., 2004; Zhang, 2008; Liu et al., 2020). A expressão dos genes da biossíntese de dopamina pode ser induzida por estresses bióticos e abióticos, levando a um aumento do conteúdo endógeno de dopamina na planta (Liu et al., 2020).

Liu et al. (2020) elaboraram uma revisão que traz diversos estudos demonstrando que a dopamina está envolvida em diversos processos, como na regulação do crescimento vegetal, induzindo a expansão celular, estimulando a biossíntese de pigmentos e promovendo o desenvolvimento radicular. Além disso, a dopamina também interage com fitormônios e regula diversos processos fisiológicos das plantas (Liu et al., 2020; Ahmad et al., 2021; Yildirim et al., 2024). Essa interação sugere que a dopamina pode desempenhar um papel essencial na sinalização de estresse e na adaptação de plantas a ambientes com baixa disponibilidade de água (Ahammed; Li, 2023).

A aplicação exógena de dopamina pode aumentar os teores de glicose e frutose em plantas micorrízicas sob estresse salino, promovendo a expressão de genes relacionados ao metabolismo de açúcares, como MdSPS1;6, MdCWINV1;2 e MdCINV1;2; além disso, a dopamina pode modular a via de sinalização do monofosfato de adenosina cíclico (AMPc), envolvida na regulação de diversos processos metabólicos celulares (Gao et al., 2020; Liu et al., 2020).

1.6 SEROTONINA

A serotonina (5-hidroxitriptamina) é um composto de indolamina que, além de suas características antioxidantes, desempenha funções fisiológicas essenciais em diversos organismos (Erland; Turi; Saxena, 2019). A fitoserotonina está associada à regulação do crescimento e desenvolvimento das plantas, além de processos de influência na fotossíntese, reprodução e respostas aos estresses ambientais (Erland et al., 2015; Negri et al., 2021; Mishra; Sarkar, 2023).

Em plantas, a serotonina é sintetizada a partir do triptofano por meio da ação das enzimas triptofano descarboxilase (TDC) e triptamina-5-hidroxilase (T-5-H), ao contrário dos mamíferos, nos quais a hidroxilação precede a descarboxilação; sua

principal via de conversão envolve a produção de melatonina pela ação sequencial das enzimas SNAT (N -acetiltransferase) e ASMT (acetilserotonina metil transferase), embora rotas alternativas, como a metilação da serotonina por ácido cafeico-O-metiltransferase, também possam ocorrer (Erland; Turi; Saxena, 2019).

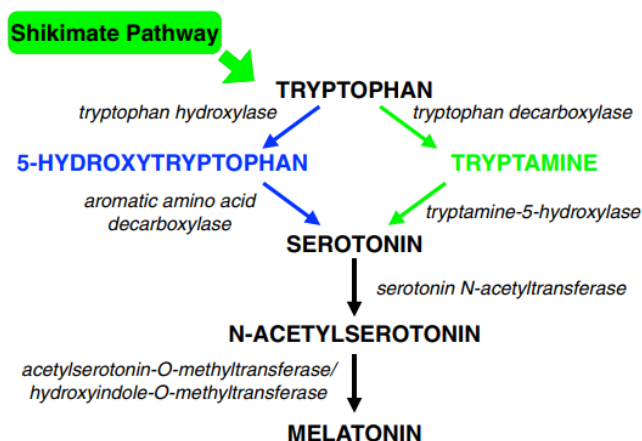


Fig. 3. Via biossintética da serotonina em plantas (Adaptado de Erland; Turi; Saxena, 2019).

A presença de serotonina em plantas provavelmente se originou dos mesmos processos evolutivos que deram origem aos cloroplastos e mitocôndrias, já que essa molécula também é encontrada em procariontes relacionados a esses endossimbiontes, e, embora sua localização subcelular ainda não tenha sido conclusivamente determinada, evidências sugerem que a biossíntese de serotonina ocorre nessas organelas, onde ela pode atuar como antioxidante, protegendo contra espécies reativas de oxigênio (Byeon et al., 2014; Zheng et al., 2017; Erland; Turi; Saxena, 2019). Até o momento, não foram identificados receptores específicos de serotonina em plantas. No entanto sugere-se que a concentração e a sinalização de cálcio estão intrinsecamente ligadas à resposta à indolaminas em plantas (Erland et al., 2015).

A serotonina está presente em todas as partes das plantas, com níveis aumentados especialmente em tecidos sob estresse, tecidos vasculares (possivelmente devido ao transporte entre órgãos) e em tecidos reprodutivos, sendo também provável sua elevação em regiões de intensa divisão celular (Erland; Turi; Saxena, 2019). Ela é reconhecida por desempenhar funções essenciais em diversos

processos do desenvolvimento vegetal, incluindo a morfogênese de folhas, caule e raiz, preservação da clorofila, germinação, ramificação dos brotos, floração, reprodução e senescência. Além disso, atua no amadurecimento pós-colheita, exsudação da seiva do xilema, regulação da permeabilidade iônica (Adil; Jeong, 2020; Bala, 2024).

A serotonina pode desempenhar um papel essencial no ajuste do equilíbrio entre o desenvolvimento vegetal e os mecanismos de resposta ao estresse (Mishra; Sarkar, 2023). Em condições de estresse abiótico, as plantas ativam genes que codificam enzimas responsáveis pelas vias biossintéticas da serotonina (Bhowal et al., 2021). O aumento da síntese dessa molécula regula o metabolismo hormonal, especialmente nas vias responsivas à auxina, controlando o desenvolvimento da planta (Kaur et al., 2015). A serotonina desempenha um papel crucial como antioxidante, contribuindo para a manutenção do equilíbrio dos radicais livres nas células, minimizando os danos causados pelo estresse oxidativo. (Mukherjee, 2018; Liu et al., 2020).

1.7 A CULTURA DA BETERRABA

A beterraba (*Beta vulgaris* L.) é uma planta dicotiledônea bienal da família Quenopodiaceae (Fontes, 2005; Corrêa et al., 2014). As beterrabas cultivadas estão divididas em quatro grupo economicamente importantes: beterrabas de folhas (acelga), beterrabas de mesa, beterrabas forrageiras e beterrabas sacarinas (Galewski; McGrath, 2020; Yolcu et al., 2021). Ela é rica em nutrientes e compostos bioativos, incluindo betalaínas, vitaminas, minerais e fenólicos, que contribuem para suas propriedades antioxidantes, antimicrobianas e anti-inflamatórias (Bangar et al., 2022).

A produção mundial de beterraba concentra-se predominantemente na variedade beterraba sacarina utilizada principalmente para a extração de açúcar, sendo a segunda cultura mais importante na produção de açúcar ao atender aproximadamente 35% da demanda mundial (Talha et al., 2025). Em 2023, a produção mundial de beterraba sacarina atingiu aproximadamente 281 milhões de toneladas (FAO, 2024). No Brasil, embora os dados sobre a produção de beterraba

sejam descentralizados e necessitem de maior organização e atualização, sabe-se que o cultivo, voltado principalmente ao segmento de mesa, representa 2,1% do mercado nacional de hortaliças, com produtividade entre 20 e 35 t.ha⁻¹, concentrando 42% da produção nos estados de São Paulo, Minas Gerais e Rio Grande do Sul. (Tivelli et al., 2011; Ferreira Neto, 2015; Miranda; Pereira, 2019; Ribeiro et al., 2024).

Estima-se que ocorra uma redução de 5 a 30% da produção de beterraba sacarina na Europa sob a limitação hídrica (Choluj et al., 2014; Hosseini et al., 2019). Em termos de consumo hídrico, a beterraba sacarina, por exemplo, pode chegar ao consumo total de água, durante todo o período de crescimento, entre 900 e 1200 mm e o rendimento máximo pode ser obtido quando cultivada em torno de 50–60% da capacidade de retenção de água disponível (Topak; Süheri; Acar, 2011). Estudos com a cultura da beterraba indicam que a irrigação com déficit controlado pode ser aplicada nas fases iniciais de desenvolvimento, promovendo economia e maior eficiência no uso da água; contudo, irrigações menos frequentes tendem a reduzir a produção de raízes (Uçan; Gençoglan, 2004; Silva et al., 2015).

A beterraba exibe tolerância a vários estresses abióticos, como sal, seca e metais pesados, herdados de seu ancestral selvagem *Beta maritima* (Yolcu et al., 2021). No entanto, a exposição prolongada e recorrente a condições de seca pode comprometer diversos processos fisiológicos e bioquímicos na beterraba, resultando em limitações no crescimento, desenvolvimento, eficiência agrônômica e produtividade da cultura (Alavilli et al., 2023). Estratégias promissoras para reduzir os efeitos do déficit hídrico estão sendo testadas. O exemplo disso é a aplicação exógena de reguladores de crescimento e solutos compatíveis, como poliaminas, cálcio, potássio, jasmonatos, ácidos húmicos e salicílicos, bem como abordagens como infecção viral, mutagenese e transgenia que melhoram a tolerância ao estresse salino e hídrico ao estabilizar proteínas antioxidantes, eliminar EROS, manter a homeostase redox e ativar genes específicos (Alavilli et al., 2023).

REFERÊNCIAS

ABDULMAJEED, Awatif M. et al. Simultaneous action of silymarin and dopamine enhances defense mechanisms related to antioxidants, polyamine metabolic enzymes, and tolerance to cadmium stress in *Phaseolus vulgaris*. **Plants**, v. 11, n. 22, p. 3069, 2022.

ABIOYE, Emmanuel Abiodun et al. Precision irrigation management using machine learning and digital farming solutions. **AgriEngineering**, v. 4, n. 1, p. 70-103, 2022.

ADIL, Muhammad; JEONG, Byoung Ryong. Role of melatonin and serotonin in plant stress tolerance. In: **Plant Life under Changing Environment**. Academic Press, 2020. p. 775-791.

ADU, Michael O. et al. Does water-saving irrigation improve the quality of fruits and vegetables? Evidence from meta-analysis. **Irrigation Science**, v. 37, p. 669-690, 2019.

AGHDAM, Morteza Soleimani; ARNAO, Marino B. Phytomelatonin: from intracellular signaling to global horticulture market. **Journal of pineal research**, v. 76, n. 5, p. e12990, 2024.

AHAMMED, Golam Jalal; LI, Xin. Dopamine-induced abiotic stress tolerance in horticultural plants. **Scientia Horticulturae**, v. 307, p. 111506, 2023.

AHMAD, Aqeel et al. Dopamine alleviates hydrocarbon stress in *Brassica oleracea* through modulation of physio-biochemical attributes and antioxidant defense systems. **Chemosphere**, v. 270, p. 128633, 2021.

AKULA, Ramakrishna; MUKHERJEE, Soumya. New insights on neurotransmitters signaling mechanisms in plants. **Plant Signaling & Behavior**, v. 15, n. 6, p. 1737450, 2020.

ALAVILLI, Hemasundar et al. Salt and drought stress-mitigating approaches in sugar beet (*Beta vulgaris* L.) to improve its performance and yield. **Planta**, v. 258, n. 2, p. 30, 2023.

ALI, Jamin et al. Harnessing phytohormones: Advancing plant growth and defence strategies for sustainable agriculture. **Physiologia Plantarum**, v. 176, n. 3, p. e14307, 2024.

ALTAF, Muhammad Ahsan et al. Phytohormones mediated modulation of abiotic stress tolerance and potential crosstalk in horticultural crops. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 42, n. 8, p. 4724-4750, 2023.

ANJUM, Shakeel Ahmad et al. Growth and developmental responses of crop plants under drought stress: a review. **Zemdirbyste-Agriculture**, v. 104, n. 3, 2017.

ANSARI, Mohammad W.; TUTEJA, Narendra. Post-harvest quality risks by stress/ethylene: management to mitigate. **Protoplasma**, v. 252, p. 21-32, 2015.

ARNAO, Marino B.; HERNÁNDEZ-RUIZ, Josefa. Melatonin and its relationship to plant hormones. **Annals of Botany**, v. 121, n. 2, p. 195-207, 2018.

ASLAM, Mehtab M. et al. Mechanisms of abscisic acid-mediated drought stress responses in plants. **International journal of molecular sciences**, v. 23, n. 3, p. 1084, 2022.

BALA, Kiran. Serotonin: Its Functional Role in Plants. In: **Serotonin-Neurotransmitter and Hormone of Brain, Bowels and Blood**. IntechOpen, 2024.
BANGAR, Sneh Punia et al. Bioactive potential of beetroot (Beta vulgaris). **Food Research International**, v. 158, p. 111556, 2022.

BHATTACHARYA, Amitav; BHATTACHARYA, Amitav. Effect of soil water deficit on growth and development of plants: a review. **Soil water deficit and physiological issues in plants**, p. 393-488, 2021.

BHOWAL, Bidisha et al. Serotonin and melatonin biosynthesis in plants: genome-wide identification of the genes and their expression reveal a conserved role in stress and development. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 20, p. 11034, 2021.

BUSCH, Florian A. Photorespiration in the context of Rubisco biochemistry, CO₂ diffusion and metabolism. **The Plant Journal**, v. 101, n. 4, p. 919-939, 2020.

BYEON, Yeong et al. A rice chloroplast transit peptide sequence does not alter the cytoplasmic localization of sheep serotonin N-acetyltransferase expressed in transgenic rice plants. **Journal of pineal research**, v. 57, n. 2, p. 147-154, 2014.

CAO, Yanyong et al. An integrated framework for drought stress in plants. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 25, n. 17, p. 9347, 2024.

CHOŁUJ, Danuta et al. Assessment of the physiological responses to drought in different sugar beet genotypes in connection with their genetic distance. **Journal of plant physiology**, v. 171, n. 14, p. 1221-1230, 2014.

CORRÊA, Carla V. et al. Produção de beterraba em função do espaçamento. **Horticultura Brasileira**, v. 32, p. 111-114, 2014.

DEHGHANIAN, Zahra et al. Role of Neurotransmitters (Biomediators) in Plant Responses to Stress. **Plants**, v. 13, n. 22, p. 3134, 2024.

DESTA, Bizuayehu; AMARE, Getachew. Paclobutrazol as a plant growth regulator. **Chemical and Biological Technologies in Agriculture**, v. 8, p. 1-15, 2021.

DEUTSCH, Curtis A. et al. Increase in crop losses to insect pests in a warming climate. **Science**, v. 361, n. 6405, p. 916-919, 2018.

DUMITRU, Eduard Alexandru et al. Climate Change impacts on Vegetable crops: a systematic review. **Agriculture**, v. 13, n. 10, p. 1891, 2023.

ERLAND, Lauren AE et al. A new balancing act: The many roles of melatonin and serotonin in plant growth and development. **Plant signaling & behavior**, v. 10, n. 11, p. e1096469, 2015.

ERLAND, Lauren AE; TURI, Christina E.; SAXENA, Praveen K. Serotonin in plants: origin, functions, and implications. **Serotonin**, p. 23-46, 2019.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. The State of Food and Agriculture 2021: Making Agrifood Systems More Resilient to Shocks and Stresses. 2021.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. **FAOSTAT**: Food and Agriculture Data. Roma, 2024. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/>. Acesso em: 10 de maio de 2025.

FERREIRA NETO, João. **Produção de beterraba (beta vulgaris L.) irrigada com efluente agroindustrial**. 91 f. Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande – UFCG. Pombal-PB, 2015.

FONTES P. C. R. 2005. **Olericultura**: teoria e prática. Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Fitotecnia. Viçosa: UFV. 486p.

GALEWSKI, Paul; MCGRATH, J. Mitchell. Genetic diversity among cultivated beets (Beta vulgaris) assessed via population-based whole genome sequences. **BMC genomics**, v. 21, p. 1-14, 2020.

GAO, Tengting et al. Physiological and transcriptome analyses of the effects of exogenous dopamine on drought tolerance in apple. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 148, p. 260-272, 2020.

GONZÁLEZ-CHAVIRA, Mario M. et al. Controlled water deficit as abiotic stress factor for enhancing the phytochemical content and adding-value of crops. **Scientia Horticulturae**, v. 234, p. 354-360, 2018.

HARDELAND, Rüdiger. Melatonin in plants—diversity of levels and multiplicity of functions. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, p. 198, 2016.

HASANUZZAMAN, Mirza et al. Regulation of ROS metabolism in plants under environmental stress: A review of recent experimental evidence. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 22, p. 8695, 2020.

HIMANSHU et al. Unlocking the sustainable role of melatonin in fruit production and stress tolerance: a review. **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 5, n. 1, p. 103, 2024.

HOSSEINI, Seyed Abdollah et al. Calcium application enhances drought stress tolerance in sugar beet and promotes plant biomass and beetroot sucrose concentration. **International journal of molecular sciences**, v. 20, n. 15, p. 3777, 2019.

HSU, Po-Kai et al. Mecanismos de sinalização no fechamento estomático mediado por ácido abscísico. **The Plant Journal** , v. 105, n. 2, p. 307-321, 2021.

IPCC - Change Climate. Impacts, Adaptation, and Vulnerability. Contribution of Working Group II to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change; Pörtner, H. O., Roberts, DC, Tignor, M., Poloczanska, ES, Mintenbeck, K., Alegría, A., Craig, M., Langsdorf, S., Löschke, S., Möller, V., et al., Eds, v. 3056, 2022.

JÄGERMEYR, Jonas et al. Reconciling irrigated food production with environmental flows for Sustainable Development Goals implementation. **Nature communications**, v. 8, n. 1, p. 15900, 2017.

JUNAID, M. D.; GOKCE, A. F. Global agricultural losses and their causes. **Bulletin of Biological and Allied Sciences Research**, v. 2024, n. 1, p. 66-66, 2024.

KABEYI, Moses Jeremiah Barasa; OLANREWAJU, Oludolapo Akanni. Sustainable energy transition for renewable and low carbon grid electricity generation and supply. **Frontiers in Energy research**, v. 9, p. 743114, 2022.

KANWAR, Mukesh Kumar; YU, Jingquan; ZHOU, Jie. Phytomelatonin: recent advances and future prospects. **Journal of Pineal Research**, v. 65, n. 4, p. e12526, 2018.

KHAN, Adil et al. Melatonin: Awakening the defense mechanisms during plant oxidative stress. **Plants**, v. 9, n. 4, p. 407, 2020.

KIMURA, M. Fluorescence histochemical study on serotonin and catecholamine in some plants. *The Japanese Journal of Pharmacology*. 18(2):162-8. 1968.

KULMA, Anna; SZOPA, Jan. Catecholamines are active compounds in plants. **Plant Science**, v. 172, n. 3, p. 433-440, 2007.

LAL, Rattan. Fate of soil carbon transported by erosional processes. **Applied Sciences**, v. 12, n. 1, p. 48, 2021.

LAN, Guangpu et al. Effects of dopamine on antioxidation, mineral nutrients, and fruit quality in cucumber under nitrate stress. **Journal of Plant Growth Regulation**, p. 1-12, 2021.

LIANG, Bowen et al. Effects of exogenous dopamine on the uptake, transport, and resorption of apple ionome under moderate drought. **Frontiers in plant science**, v. 9, p. 755, 2018.

LIU, Qianwei et al. Functions of dopamine in plants: a review. **Plant signaling & behavior**, v. 15, n. 12, p. 1827782, 2020.

LIU, Y. et al. The role of melatonin in delaying senescence and maintaining quality in postharvest horticultural products. **Plant Biology**, v. 27, n. 1, p. 3-17, 2025.

LIU, Xiaomin et al. Fruit crops combating drought: Physiological responses and regulatory pathways. **Plant Physiology**, v. 192, n. 3, p. 1768-1784, 2023.

MALHI, Gurdeep Singh; KAUR, Manpreet; KAUSHIK, Prashant. Impact of climate change on agriculture and its mitigation strategies: A review. **Sustainability**, v. 13, n. 3, p. 1318, 2021.

MANSOOR, Sheikh et al. Reactive oxygen species in plants: from source to sink. **Antioxidants**, v. 11, n. 2, p. 225, 2022.

MIRANDA, Jonathan Rocha; PEREIRA, Geraldo Magela. Cultivo da beterraba sob diferentes tensões de água no solo. **Irriga**, v. 24, n. 2, p. 220-235, 2019.

MISHRA, Neelam et al. Achieving abiotic stress tolerance in plants through antioxidative defense mechanisms. **Frontiers in Plant Science**, v. 14, p. 1110622, 2023.

MISHRA, Vishnu; SARKAR, Ananda K. Serotonin: A frontline player in plant growth and stress responses. **Physiologia Plantarum**, v. 175, n. 4, p. e13968, 2023.

MUKHERJEE, Soumya. Novel perspectives on the molecular crosstalk mechanisms of serotonin and melatonin in plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 132, p. 33-45, 2018.

NADARAJAH, Kalaivani K. ROS homeostasis in abiotic stress tolerance in plants. **International journal of molecular sciences**, v. 21, n. 15, p. 5208, 2020.

NEGRI, Stefano et al. The case of tryptamine and serotonin in plants: a mysterious precursor for an illustrious metabolite. **Journal of Experimental Botany**, v. 72, n. 15, p. 5336-5355, 2021.

NORA, Leonardo et al. Controlled water stress to improve fruit and vegetable postharvest quality. **Water stress**, v. 25, p. 59-72, 2012.

ORTIZ-BOBEA, Ariel et al. The historical impact of anthropogenic climate change on global agricultural productivity. **arXiv preprint arXiv:2007.10415**, 2020.

QIAO, Meiyu et al. Impacts of drought on photosynthesis in major food crops and the related mechanisms of plant responses to drought. **Plants**, v. 13, n. 13, p. 1808, 2024.

RAJPUT, Vishnu D. et al. Recent developments in enzymatic antioxidant defense mechanism in plants with special reference to abiotic stress. **Biology**, v. 10, n. 4, p. 267, 2021.

RAZA, Ali et al. Impact of climate change on crops adaptation and strategies to tackle its outcome: A review. **Plants**, v. 8, n. 2, p. 34, 2019.

RAZA, Ali et al. Plant hormones and neurotransmitter interactions mediate antioxidant defenses under induced oxidative stress in plants. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, p. 961872, 2022.

RIBEIRO, R. M. R. et al. O impacto do estresse salino e hídrico no desempenho agrônomo da cultura da beterraba. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e276278, 2024.

ROY, Parth Sarathi et al. Anthropogenic land use and land cover changes—A review on its environmental consequences and climate change. **Journal of the Indian Society of Remote Sensing**, v. 50, n. 8, p. 1615-1640, 2022.

SABAGH, Ayman EL et al. Prospective role of plant growth regulators for tolerance to abiotic stresses. **Plant growth regulators: signalling under stress conditions**, p. 1-38, 2021.

SACHDEV, Swati et al. Abiotic stress and reactive oxygen species: Generation, signaling, and defense mechanisms. **Antioxidants**, v. 10, n. 2, p. 277, 2021.

SAMALOVA, Marketa; GAHUROVA, Evelina; HEJATKO, Jan. Expansin-mediated developmental and adaptive responses: A matter of cell wall biomechanics?. **Quantitative Plant Biology**, v. 3, p. e11, 2022.

SILVA, Alexandro O. et al. Desenvolvimento de cultivares de beterraba sob diferentes tensões da água no solo. **Horticultura Brasileira**, v. 33, p. 12-18, 2015.

SILVA, E. Ciríaco et al. Drought stress and plant nutrition. **Plant stress**, v. 5, n. 1, p. 32-41, 2011.

SOARES, Anderson Ricardo et al. The role of L-DOPA in plants. **Plant signaling & behavior**, v. 9, n. 4, p. e28275, 2014.

SPENCE, Carla; BAIS, Harsh. Role of plant growth regulators as chemical signals in plant-microbe interactions: a double edged sword. **Current opinion in plant biology**, v. 27, p. 52-58, 2015.

STAGNARI, Fabio; GALIENI, Angelica; PISANTE, Michele. Drought stress effects on crop quality. **Water stress and crop plants: a sustainable approach**, v. 2, p. 375-392, 2016.

SUN, Chengliang et al. Melatonin: A master regulator of plant development and stress responses. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 63, n. 1, p. 126-145, 2021.

TALHA, Muhammad Abu et al. Development of an Integrated Pest Management Package for Effective Control of *Spodoptera litura* (Fab.) in Tropical Sugar Beet

Production in Bangladesh. **Asian Journal of Advances in Agricultural Research**, v. 25, n. 5, p. 130-136, 2025.

TAN, Dun-Xian et al. Mitochondria and chloroplasts as the original sites of melatonin synthesis: a hypothesis related to melatonin's primary function and evolution in eukaryotes. **Journal of pineal research**, v. 54, n. 2, p. 127-138, 2013.

TAN, Dun-Xian et al. Mitochondria and chloroplasts as the original sites of melatonin synthesis: a hypothesis related to melatonin's primary function and evolution in eukaryotes. **Journal of pineal research**, v. 54, n. 2, p. 127-138, 2013.

TIVELLI, Sebastião Wilson et al. Beterraba: do plantio à comercialização. **Campinas: Instituto Agrônômico**, v. 210, p. 45, 2011.

TOPAK, Ramazan; SÜHERI, Sinan; ACAR, Bilal. Effect of different drip irrigation regimes on sugar beet (*Beta vulgaris* L.) yield, quality and water use efficiency in Middle Anatolian, Turkey. **Irrigation Science**, v. 29, p. 79-89, 2011.

TOSCANO, Stefania et al. Effect of preharvest abiotic stresses on the accumulation of bioactive compounds in horticultural produce. **Frontiers in plant science**, v. 10, p. 1212, 2019.

UÇAN, Kenan; GENÇOĞLAN, Cafer. The effect of water deficit on yield and yield components of sugar beet. **Turkish Journal of Agriculture and Forestry**, v. 28, n. 3, p. 163-172, 2004.

ULLAH, Abid et al. Drought coping strategies in cotton: increased crop per drop. **Plant biotechnology journal**, v. 15, n. 3, p. 271-284, 2017.

ULLAH, Abid et al. Phytohormones enhanced drought tolerance in plants: a coping strategy. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, p. 33103-33118, 2018.

VERELST, Wim; ASARD, Han. Analysis of an Arabidopsis thaliana protein family, structurally related to cytochromes b 561 and potentially involved in catecholamine biochemistry in plants. **Journal of plant physiology**, v. 161, n. 2, p. 175-181, 2004.

VERMA, Krishan K. et al. Climate change adaptation: Challenges for agricultural sustainability. **Plant, Cell & Environment**, v. 48, n. 4, p. 2522-2533, 2025.

WOLLENBERG, Eva et al. Reducing emissions from agriculture to meet the 2 C target. **Global change biology**, v. 22, n. 12, p. 3859-3864, 2016.

WU, Jiaojiao et al. Physiology of plant responses to water stress and related genes: A review. **Forests**, v. 13, n. 2, p. 324, 2022.

YANG, Yi et al. Climate change exacerbates the environmental impacts of agriculture. **Science**, v. 385, n. 6713, p. eadn3747, 2024.

YILDIRIM, Ertan et al. Exogenous dopamine mitigates the effects of salinity stress in tomato seedlings by alleviating the oxidative stress and regulating phytohormones. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 46, n. 5, p. 59, 2024.

YOLCU, Seher et al. Salt and drought stress responses in cultivated beets (*Beta vulgaris* L.) and wild beet (*Beta maritima* L.). **Plants**, v. 10, n. 9, p. 1843, 2021.

YUAN, Xiangning et al. Impacts of global climate change on agricultural production: a comprehensive review. **Agronomy**, v. 14, n. 7, p. 1360, 2024.

YUN, Ze; GAO, Huijun; JIANG, Yueming. Insights into metabolomics in quality attributes of postharvest fruit. **Current Opinion in Food Science**, v. 45, p. 100836, 2022.

ZHANG, C. L.; LI, Y. F. Study on catecholamine in plant. **Chemistry of Life**, v. 28, p. 418-421, 2008.

ZHANG, Lu; ZHANG, Wei; CHEN, Xinping. The effects and mechanism of climate change on vegetables quality: a review. **Chinese Journal of Eco-Agriculture**, v. 29, n. 12, p. 2034-2045, 2021.

ZHAO, Dake et al. Melatonin synthesis and function: evolutionary history in animals and plants. **Frontiers in endocrinology**, v. 10, p. 441357, 2019.

ZHAO, Xiaojuan et al. Exogenous calcium enhances the physiological status and photosynthetic capacity of rose under drought stress. **Horticultural Plant Journal**, v. 10, n. 3, p. 853-865, 2024.

ZHAO, Yaoyao et al. Jasmonic acid treatment alleviates chilling injury in peach fruit by promoting sugar and ethylene metabolism. **Food Chemistry**, v. 338, p. 128005, 2021.

ZHENG, Xiaodong et al. Chloroplastic biosynthesis of melatonin and its involvement in protection of plants from salt stress. **Scientific reports**, v. 7, n. 1, p. 41236, 2017.

ZHENG, Yi et al. Phytohormones regulate the abiotic stress: An overview of physiological, biochemical, and molecular responses in horticultural crops. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, p. 1095363, 2023.

ZULFIQAR, Faisal; ASHRAF, Muhammad. Bioregulators: unlocking their potential role in regulation of the plant oxidative defense system. **Plant Molecular Biology**, v. 105, p. 11-41, 2021.

ARTIGO:**Melatonina, serotonina e dopamina na mitigação do estresse hídrico em beterraba**

(Nas normas do *Journal of Plant Growth Regulation* – <https://www.springer.com/journal/344>)

RESUMO

A agricultura moderna enfrenta desafios crescentes devido às mudanças climáticas, especialmente diante de eventos extremos. As secas prolongadas afetam negativamente a produtividade das culturas, provocando alterações morfofisiológicas que comprometem o desempenho das plantas. Biorreguladores como melatonina, serotonina e dopamina surgem como alternativas promissoras, atuando como antioxidantes e reguladores do crescimento vegetal. Este estudo teve como objetivo avaliar os efeitos da aplicação foliar dessas substâncias na morfofisiologia e qualidade pós-colheita de beterrabas sob déficit hídrico. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com dois níveis de irrigação (80% e 30% da capacidade de retenção do substrato) e quatro tratamentos foliares: água destilada (controle), melatonina (100 mM), dopamina (100 mM) e serotonina (5 mM). Foram avaliadas variáveis morfológicas, fisiológicas e pós-colheita. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e, quando significativo, comparações entre médias foram realizadas pelos testes de Tukey e Dunnett ($p \leq 0,05$). O déficit hídrico reduziu a biomassa, morfologia e fotossíntese. Os biorreguladores não mitigaram a maioria dos efeitos do estresse, mas a serotonina aumentou a assimilação de carbono sob seca. A dopamina reduziu o extravasamento de eletrólitos e aumentou açúcares na raiz. A melatonina teve maior efeito em plantas bem irrigadas, otimizando a fotossíntese e a atividade antioxidante. Todos os biorreguladores preservaram a coloração da casca sob estresse. Embora não revertam completamente os efeitos da seca, dopamina e serotonina se destacaram nas respostas fisiológicas. Novos estudos são necessários para avaliar seus efeitos sob estresse moderado e definir concentrações ideais.

Palavras-Chave: seca; *Beta vulgaris* L.; estresse oxidativo; biorreguladores, resposta morfofisiológica, qualidade pós-colheita.

ABSTRACT

Modern agriculture faces increasing challenges due to climate change, especially under extreme weather events. Prolonged droughts negatively impact crop productivity, triggering morphophysiological changes that compromise plant performance. Bioregulators such as melatonin, serotonin, and dopamine are promising alternatives due to their antioxidant activity and role in plant growth regulation. This study aimed to evaluate the effects of foliar application of these compounds on the morphophysiology and postharvest quality of beetroots under water deficit. The experiment was conducted in a completely randomized design (CRD), with two irrigation levels (80% and 30% of substrate water-holding capacity) and four foliar treatments: distilled water (control), melatonin (100 mM), dopamine (100 mM), and serotonin (5 mM). Morphological, physiological, and postharvest variables were assessed. Data were subjected to analysis of variance (ANOVA), and when significant, means were compared using Tukey and Dunnett tests ($p \leq 0.05$). Water deficit reduced biomass, morphology, and photosynthesis. Although bioregulators did not mitigate most stress effects, serotonin promoted greater carbon assimilation under drought. Dopamine reduced electrolyte leakage and increased root sugar content, indicating improved oxidative balance. Vitamin C decreased under stress in control plants but remained stable in treated plants. Melatonin showed greater effects under well-watered conditions, enhancing photosynthesis, phenolic synthesis, and antioxidant activity, while maintaining soluble solids under stress. All bioregulators preserved root skin coloration under drought. Although they did not fully reverse drought effects, dopamine and serotonin influenced key physiological responses. Further research is needed to evaluate their effects under moderate stress and determine optimal application concentrations.

Keywords: drought; *Beta vulgaris* L.; oxidative stress; bioregulators; morphophysiological response; postharvest quality.

2 INTRODUÇÃO

Uma das principais preocupações da agricultura moderna é a influência dos impactos das mudanças climáticas na produção agropecuária. O aumento das temperaturas, as alterações nos padrões de precipitação e o aumento na frequência de eventos climáticos extremos, como secas, inundações e ondas de calor, estão exercendo cada vez mais pressão sobre a produção agrícola em todo o mundo (Balasundram et al., 2023; Saleem, et al., 2024; Zafar et al., 2024). As prolongadas secas representam um exemplo de anomalia climática que exerce impacto significativo na produtividade das culturas, especialmente em regiões áridas e semiáridas (Wu et al., 2023). Em condições de seca, as plantas adotam diversas modificações morfológicas e bioquímicas para ajustar a eficiência do uso da água e aliviar os efeitos do déficit hídrico. Contudo, tais adaptações podem, por vezes, impactar adversamente seu desempenho produtivo (Anjum et al., 2017; Mukherjee et al., 2023).

O déficit hídrico desencadeia uma série de respostas nas plantas como, por exemplo, encurtamento do ciclo de vida, indução no fechamento estomático, degradação da clorofila, redução da área foliar e alterações do sistema radicular (Parkash; Singh, 2020; Seleiman, et al., 2021; Wahab et al., 2022). Essas respostas comprometem a capacidade fotoquímica da planta, resultando na redução das taxas fotossintéticas, refletindo diretamente na produção e acúmulo de fotoassimilados (Wu et al., 2023). Além disso, durante períodos de déficit hídrico, ocorre um aumento na produção de espécies reativas de oxigênio (EROS) pelas plantas (Hussain et al., 2019). O aumento nos níveis de EROS nas células pode provocar uma série de processos de dano oxidativo, tais como a peroxidação lipídica da membrana, oxidação de proteínas, lipídios, DNA e RNA, podendo levar à morte celular (Hasanuzzaman et al., 2021; Zhao, et al., 2024). Ao mesmo tempo, o estresse hídrico reduz o potencial hídrico da planta afetando a osmorregulação e a absorção de nutrientes, levando a um impacto negativo no crescimento e desenvolvimento, bem como em atividades fisiológicas importantes como a fotossíntese e a respiração celular (Ozturk et al., 2021; Yang et al., 2021).

Nesse sentido, a busca por soluções que mitiguem os efeitos adversos do déficit hídrico em plantas torna-se crucial diante do desafio da segurança alimentar

em um mundo sujeito a rápidas transformações climáticas. Entre as estratégias amplamente estudadas, destaca-se o uso de biorreguladores e outras substâncias que modulam as respostas morfofisiológicas das plantas, incrementando tolerância aos estresses (Hasanuzzaman et al., 2021; Zulfiqar; Ashraf, 2021; Henschel et al., 2023; Santos et al., 2023). Os biorreguladores, também chamados de reguladores de crescimento vegetal, são compostos naturais ou sintéticos que influenciam o desenvolvimento e o metabolismo das plantas superiores. Esses compostos ocorrem em baixas concentrações e, em geral, não apresentam fitotoxicidade (Rademacher, 2015). Essas moléculas desempenham funções análogas aos hormônios vegetais, exercendo influência significativa na atenuação de estresses abióticos ao modular diversos processos celulares (Sheshma; Kumar; Singh, 2024). Dessa forma, a utilização desses compostos contribui significativamente para a adaptação das plantas a ambientes adversos e manutenção da produtividade mesmo em condições limitantes (Sabagh et al., 2021; Savanović et al., 2023).

Dentre as substâncias biorreguladoras, o uso de hormônios, como a melatonina, e neurotransmissores como a dopamina e serotonina surge como alternativa promissora na mitigação do déficit hídrico (Raza et al., 2022; Akcay; Okudan, 2023; Khattaka et al., 2023). A melatonina é uma biomolécula de indolamina que possui comprovado papel como molécula antioxidante bem como regulador do crescimento vegetal em diversas culturas, protegendo as plantas do estresse oxidativo e regulando várias respostas das plantas ao estresse abiótico, incluindo o estresse por escassez hídrica (Arnao; Hernández-ruiz, 2018). Diversos estudos apontam que a melatonina desempenha um papel duplo nos mecanismos de defesa das plantas. Primeiramente, ela desempenha um papel fundamental na regulação da expressão de diversos genes que respondem às condições de estresse (Rehaman et al., 2021; Song et al., 2022; Shahani, et al., 2023). Além disso, em segundo plano, ela atua na defesa contra EROS, neutralizando-os e prevenindo os danos que eles podem causar (Khan et al., 2020; Altaf et al., 2023). Essa dualidade de funções destaca essa biomolécula como um importante elemento para auxiliar as plantas a enfrentarem os desafios climáticos.

A dopamina, por sua vez, é um tipo de catecolamina encontrada nos reinos vegetal e animal (Zhang et al., 2022). Ela afeta a expressão de muitos genes relacionados ao estresse abiótico, destacando-se como molécula multirreguladora

que pode coordenar muitos aspectos do desenvolvimento das plantas (Liu et al., 2020). Além disso, a aplicação de dopamina pode trazer benefícios às plantas, aumentando as concentrações de pigmentos fotossintéticos, condutância estomática, assimilação de CO₂ e máxima eficiência fotoquímica, levando a um crescimento e acúmulo de biomassa sob condições estressantes (Ahammed; Li, 2023). Arelado a isso, assim como a melatonina, ela ainda pode regular a respostas das plantas ao estresse oxidativo causado por estressores abióticos, fortalecendo a defesa antioxidante através da eliminação de espécies reativas de oxigênio (Lan et al., 2021).

A serotonina, assim como a melatonina, é uma indolomina sintetizada pela maioria dos seres vivos e desempenha diversas funções (Bhowal et al., 2021). Diferentes concentrações dessa biomolécula foram identificadas em mais de 70 famílias de plantas, frequentemente em associação com a triptamina e, embora careça de mais estudos, ela aparentemente exerce múltiplas funções, entre elas a regulação do crescimento vegetal (Akçay; Okudan, 2023; Gavyar et al., 2024). Além disso, a serotonina tem sido apontada como uma molécula que reduz o estresse, promovendo o crescimento e o desenvolvimento vegetal nessas condições, além de possuir atividade antioxidante que auxilia na adaptação das plantas a situações adversas (Saharan et al., 2024). Nesse sentido, diante desse contexto de mudanças climáticas, a serotonina destaca-se como uma molécula promissora com potencial para aplicação na produção vegetal.

As hortaliças, em geral, são culturas bastante sensíveis ao estresse hídrico. A beterraba (*Beta vulgaris*) é um exemplo de espécie hortícola comercial que tem sua produção afetada pela baixa disponibilidade hídrica (Silva et al., 2015). Apesar de ser uma cultura relativamente tolerante à seca, a beterraba pode ter uma queda significativa no crescimento, produtividade, rendimento das raízes e na qualidade de açúcares quando exposta a longos períodos de restrição hídrica (Stagnari et al., 2014; Mahmoud et al., 2018; Yolcu et al., 2021). Assim, estudos que busquem compreender como essas plantas respondem à aplicação de hormônios e neurotransmissores em condições de estresse hídrico é de suma importância para o desenvolvimento de estratégias de manejo mais eficientes, principalmente em regiões que sofrem com escassez de água.

Diante do exposto e considerando os avanços recentes no entendimento do papel de fitoreguladores como melatonina, dopamina e serotonina na mitigação do estresse abiótico em plantas, evidencia-se que esses compostos atuam na modulação de vias antioxidantes, reduzindo espécies reativas de oxigênio (EROs) e promovendo maior tolerância ao déficit hídrico. Estudos em culturas como milho (Huang et al., 2019), tomate (Akçay; Okudan, 2023; Akçay; Gencay; Koc, 2024) demonstram que a aplicação exógena dessas moléculas potencializa a atividade de enzimas como SOD, CAT e APX, melhorando a eficiência no uso da água e a manutenção do crescimento sob condições de seca. No entanto, lacunas persistem quanto aos seus efeitos em culturas de raiz, especialmente na morfofisiologia e qualidade pós-colheita. Assim, este estudo buscou analisar a influência da melatonina, dopamina e serotonina na morfofisiologia e qualidade pós-colheita de beterrabas cultivadas sob déficit hídrico, visando expandir o conhecimento sobre estratégias de manejo sustentável em condições de estresse hídrico.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCALIZAÇÃO EXPERIMENTAL

O experimento foi conduzido no ano de 2024, na área experimental do Laboratório de Produção de Mudas do Centro de Ciências Humanas, Sociais e Agrárias da Universidade Federal da Paraíba (CCHSA/ UFPB), em Bananeiras, Paraíba, Brasil (6°45' S, 35°38' W, altitude de 526 m). As plantas foram cultivadas em vasos, em estufa coberta com plástico transparente e expostas à luz natural.

3.2 CONDIÇÕES DE CULTIVO DA BETERRABA

Sementes da cultivar 'Fortuna' foram semeadas em vasos de polietileno com capacidade de 5 L (ou 5 dm³), preenchidos com o substrato comercial Mecplant®, previamente fertilizado com adubação mineral a base de NPK. Durante o ciclo da

cultura, as plantas receberam fertirrigação conforme as recomendações de Ferreira et al. (2023).

3.3 ESTRESSE HÍDRICO E TRATAMENTOS

Antes do início do cultivo, determinou-se a capacidade de retenção de água do substrato (CRS), utilizada como referência para as irrigações. Os valores de CRS foram estimados pelo método gravimétrico direto, ou lisímetro de drenagem, que considera o CRS como a quantidade de água retida no substrato após saturação e ação da gravidade (Casaroli; Jong Van Lier, 2008). Para isso, o substrato foi seco até peso constante, saturado com água e submetido à drenagem por 24 horas. Em seguida, os vasos foram novamente pesados, determinando-se 100% da CRS pela diferença de peso entre o substrato seco e o substrato úmido. A partir desse valor, a quantidade de água a ser aplicada em cada tratamento foi ajustada por meio de regra de três.

As plantas foram irrigadas ao nível de 100% da CRS até 21 dias após o plantio (DAP) e, posteriormente, submetidas aos tratamentos nas diferentes condições hídricas. O início da aplicação dos biorreguladores ocorreu uma semana antes, aos 14 DAP. O delineamento experimental adotado foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2×4 (níveis hídricos $\times$ biorreguladores), com oito repetições. Os vasos foram irrigados no nível correspondente a 80% da CRS (bem irrigados) ou 30% da CRS (déficit hídrico), conforme Islam et al. (2022) e Henschel et al. (2023). Os tratamentos com biorreguladores incluíram a aplicação de água destilada (controle, sem biorreguladores), melatonina, dopamina ou serotonina. Todos os biorreguladores foram aplicados via foliar a cada sete dias, utilizando borrifadores manuais, nas concentrações de 100 μM para melatonina e dopamina e 5 μM para serotonina. (Ahmad et al., 2021; He et al., 2023, Akcay; Okudan, 2023). A aplicação ocorreu de maneira que houvesse a cobertura total da planta, conforme o seu crescimento. Sendo assim, na primeira semana de aplicação, aos 14 DAP, foram aplicados 1,8 mL de biorreguladores por planta, na segunda e terceira semana (21 e 28 DAP, respectivamente) foram aplicados 4,8 mL e da quarta semana (35 DAP) até o fim do experimento foram aplicados 12,8 mL.

3.4 COLETA E ANÁLISE DAS VARIÁVEIS

3.4.1 Variáveis morfológicas e de biomassa

As seguintes variáveis morfológicas e de biomassa foram avaliados: área foliar, diâmetro das raízes, biomassa fresca e seca da parte aérea e raiz, além da área foliar específica e fração de massa dos órgãos. A área foliar, diâmetro das raízes foram determinados a partir da análise de imagens das plantas utilizando o software ImageJ. Para a biomassa, as plantas foram separadas em parte aérea e raiz, sendo posteriormente pesadas em balança digital para determinação da biomassa fresca. Em seguida, foram submetidas à secagem em estufa a 65 °C até atingir o peso constante para determinação da biomassa seca. A área foliar específica foi determinada pela razão entre a área foliar e a massa seca da parte aérea. A fração de massa foi determinada pela proporção de massa seca de cada órgão (folhas e raiz) em relação à massa seca total, sendo expressa em porcentagem.

3.4.2 Variáveis fisiológicas

O teor total de água foi mensurado através da equação $[(\text{peso fresco} - \text{peso seco}) / \text{peso fresco} \times 100]$ e expresso como porcentagem. Já o conteúdo relativo de água (CRA) e o extravasamento de eletrólitos foram analisados conforme a metodologia citada por Henschel et al. (2023). Em cada tratamento, foram coletados 15 discos foliares (0, 524 cm²) de folhas completamente expandidas. Para aferição do CRA, foi registrada, inicialmente, a massa fresca (MF) dos discos foliares. Posteriormente, esses discos foram incubados por 24 horas em água destilada, e após esse período, pesados para a obtenção da massa túrgida (MT). Em seguida, os discos foram submetidos à secagem em estufa a 65 °C por 24 horas para determinação da massa seca (MS). O CRA foi calculado pela equação $[(MF - MS) / (MT - MS)] \times 100$ e expresso como porcentagem (%). Para análise do extravasamento de eletrólitos, os discos foliares foram lavados e subsequentemente incubados em 40 mL de água destilada por 4 horas. A condutividade elétrica inicial da solução (CEi) foi determinada utilizando um condutímetro (modelo CD-820,

Instru-therm Measuring Instruments Ltda., São Paulo, Brasil). Em seguida, a solução foi incubada a 90 °C, por 2 h, para determinação da condutividade elétrica final (CEf). O extravasamento de eletrólito foi calculado utilizando a equação $[(CEi/CEf) \times 100]$ e expresso em porcentagem (%).

Para a quantificação dos pigmentos fotossintéticos, 4 discos (0,524 cm²) de folhas totalmente expandidas foram extraídos e, posteriormente, incubados por 48 horas em ambiente escuro com 7 mL de acetona. Os extratos foram analisados nos comprimentos de ondas de 480, 649 e 665 nm utilizando um espectrofotômetro (GTA-96 UV-VIS, Global Trade Technology, São Paulo, Brasil) (Ferreira et al., 2023). A quantidade de clorofila a, b, e carotenoides totais foram determinadas de acordo com Wellburn (1994).

As variáveis de trocas gasosas como a taxa de assimilação de carbono (A), condutância estomática (gS), concentração interna de CO₂ (Ci) e taxa de transpiração foliar (E) foram mensurados em folhas completamente expandidas utilizando-se um analisador de gases infravermelho (IRGA, CIRAS-3, PP System Inc., Amesbury, MA, USA). Foi adotado como valores de referência a concentração de 400 µmol CO₂ mol⁻¹ ar, 1200 µmol m⁻² s⁻¹ de radiação fotossinteticamente ativa com 10% de luz azul, fluxo de ar de 200 µmol s⁻¹ e temperatura e umidade relativa ambientes. A partir dos dados de trocas gasosas, foram calculados a eficiência no uso da água para fotossíntese (WUE - A/E), a eficiência intrínseca no uso da água (A/gS) e a eficiência instantânea de carboxilação (A/Ci). A fluorescência da clorofila a foi determinada utilizando-se um fluorômetro portátil (OS30p+; Opti-Sciences Inc., New Hampshire, USA) em folhas totalmente expandidas. Na ocasião, foram analisadas as variáveis de fluorescência inicial (Fo), máxima (Fm), variável (Fv) eficiência quântica do fotossistema II (Fv/Fm), a atividade do complexo de evolução da água (F0/Fm) e a fluorescência transiente polifásica da clorofila a (teste OJIP). Os dados de fluorescência da clorofila a foram contrastados pelo teste de Dunnett ($P \geq 0,05$), utilizando como referência as plantas controle bem irrigadas e comparados através da diferença relativa (Silva et al., 2015; Ferreira et al., 2023; Lopes et al. 2024).

3.4.3 Variáveis de pós-colheita

A avaliação de cor foi realizada utilizando-se o aplicativo Android Colorimeter (Lab Tools[®]) em um smartphone (Samsung Galaxy A03) onde se aferiu as variáveis de L* (luminosidade), a* (tonalidade verde-vermelho) e b* (tonalidade amarelo-azul), além do Chroma, ângulo Hue e diferença total de cor (ΔE) (Ferreira e Spricigo, 2017). Para a mensuração dos sólidos solúveis totais, as raízes foram trituradas e retirada uma gota filtrada da amostra, seguida de análise refratométrica (Lopes et al., 2024).

A firmeza das raízes foi avaliada usando um penetrômetro digital (modelo PTR-300, Instrutherm, São Paulo), com ponta penetrante de 3 mm., em dois pontos na região equatorial das raízes. O resultado foi expresso em Newton (N).

As análises de pH e acidez titulável foram realizadas utilizando amostras de 5 g de raízes trituradas, diluídas em 50 mL de água destilada. A determinação do pH foi feita com o auxílio de um peagâmetro digital. Para a acidez titulável, a amostra foi titulada com uma solução padrão de hidróxido de sódio (NaOH) 0,1 N, sob agitação constante, até que o pH chegasse a aproximadamente 8. O volume de NaOH consumido durante a titulação foi registrado e utilizado para o cálculo da acidez titulável, expressa em percentual de ácido cítrico.

Para as análises de açúcares totais e compostos fenólicos, foi preparada uma solução a partir de 0,5 g de amostra de raízes trituradas, que foram pesadas e homogeneizadas em 50 mL de água destilada. Os teores de açúcares totais foram quantificados seguindo o método da antrona (Yemn e Willis, 1954), com adaptações. Uma alíquota de 0,1 mL da solução foi diluída com 0,9 mL de água destilada e misturada a 2 mL de solução de antrona em tubos de ensaio, seguida de agitação. Os tubos foram submetidos a aquecimento em banho-maria a 100 °C por 8 minutos. Após o resfriamento, a leitura da absorbância foi realizada em espectrofotômetro a 620 nm. A quantificação dos açúcares foi expressa como porcentagem de equivalentes de glicose por massa fresca das raízes, com base em uma curva padrão (Lopes et al., 2024).

A análise de compostos fenólicos foi conduzida conforme a metodologia de Waterhouse (2002). Para isso, 0,5 mL da solução foi transferida para tubos de ensaio, aos quais se adicionaram 1,625 mL de água destilada e 0,125 mL da

solução de Folin-Ciocalteu, deixando em repouso por cinco minutos. Em seguida, adicionaram-se 0,250 mL de carbonato de sódio, e os tubos foram aquecidos em banho-maria a 40 °C por 30 minutos. Após o resfriamento, a leitura espectrofotométrica foi realizada a 765 nm e os resultados foram expressos como mg de ácido gálico equivalente (GAE) g⁻¹ por massa fresca.

O preparo dos extratos para a análise de flavonoides foi realizado conforme o método descrito por Francis (1982). Para isso, 0,1 g de raízes frescas foram pesadas e colocadas em tubos plásticos com tampa. Em seguida, adicionaram-se 10 mL de solução extratora composta por etanol/HCl na proporção de 85:15 (v/v). Após agitação, as amostras foram mantidas em repouso, em ambiente escuro e refrigerado, por 24 horas. A leitura foi realizada em espectrofotômetro a 374 nm, e os resultados foram expressos em mg de flavonoides por 100 g de massa fresca. Para a determinação de vitamina C, 0,1 g de raízes foi pesada e adicionados 50 mL de ácido oxálico a 0,5%. A titulação foi realizada com solução de Tillmans até o ponto de viragem para uma coloração rósea clara. Os resultados foram expressos em mg de ácido ascórbico por 100 g de amostra (Lopes et al., 2024).

Para a análise de teor de betalaínas e atividade antioxidante, 1 g de raízes frescas foram incubadas em 5 mL de solução extratora a base de metanol e água destilada na proporção de 80:20 (v/v) e mantidas em repouso por 1 h e, posteriormente, submetidas agitação a 2500 rpm por 10 min. O sobrenadante foi filtrado utilizando filtros de nylon e os extratos obtidos foram submetidos as análises (Castellar *et al.*, 2003). O teor de betacianinas e betaxantinas foram determinados através de análise espectrofotométrica nos comprimentos de onda de 535 nm e 485 nm, respectivamente. A quantificação das betalaínas foi realizada conforme Lopes et al. (2024) e os resultados foram expressos em mg por 100 g de massa fresca de raízes. A medida da capacidade antioxidante foi realizada utilizando-se o método DPPH (1,1-difenil-2picrilidrazil), descrito por Brand-Williams et al. (1995) e os resultados foram expressos em equivalentes de trolox por 100 g de massa fresca.

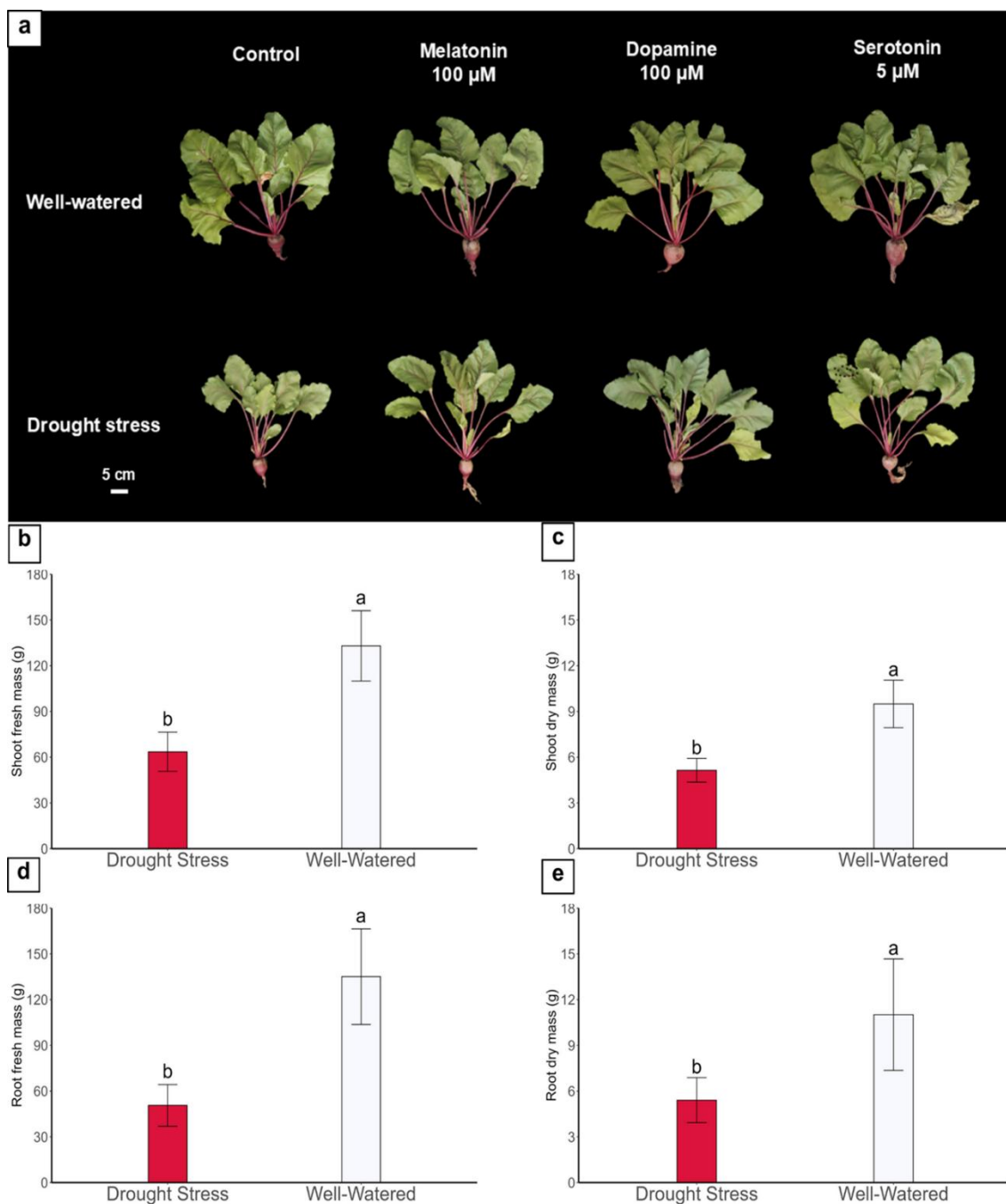
3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos foram submetidos ao teste de normalidade e homogeneidade de Shapiro-Wilk e Bartlett, respectivamente. Em seguida, os dados foram submetidos a análise de variância pelo teste F e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). Os dados de fluorescência da clorofila foram submetidos ao teste de Dunnett ($P \leq 0,05$). As análises foram realizadas utilizando-se o software R Core Team (2024).

4 RESULTADOS

4.1 VARIÁVEIS MORFOLÓGICAS E DE BIOMASSA

A análise estatística não apontou interação significativa entre os fatores irrigação e biorreguladores e nem para a aplicação dos biorreguladores, de forma isolada ($P \geq 0,05$) para as variáveis de massa fresca e seca da parte aérea e raízes. Contudo, a irrigação afetou a biomassa, com o déficit hídrico reduzindo a massa fresca e seca da parte aérea em 52,23% e 45,83%, respectivamente, e a massa fresca e seca das raízes em 62,51% e 50,86%, respectiv



amente (Fig. 1).

Fig. 1 Biomassa de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Imagens de plantas representativas (a), massa fresca da parte aérea (b), massa seca da parte aérea (c), massa fresca da raiz (d), massa seca da raiz (e). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Valores com a mesma letra não diferem pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$)

Em relação as variáveis de fração de massa, não foi observada interação significativa entre os fatores e nem para a irrigação. Entretanto, considerando apenas a aplicação dos biorreguladores, as médias da fração de massa da parte aérea foram maiores no controle do que no tratamento com serotonina, comportamento inverso ao observado para a fração de massa das raízes, onde a aplicação de serotonina proporcionou um aumento da fração de massa das raízes em relação às plantas controle (Fig. 2a e b). A relação parte aérea/raiz seguiu a mesma tendência da fração de massa da parte aérea, apresentando maiores médias no controle em relação ao tratamento com a aplicação de serotonina (Fig. 2c).

Para os dados de área foliar e diâmetro de raiz, foi observado efeito significativo apenas para condição de irrigação. Nos tratamentos sob déficit hídrico, a área foliar apresentou redução de 31,59%, enquanto o diâmetro de raiz foi reduzido em 17,61% em comparação às plantas bem irrigadas (Fig. 2d, e).

Em relação à área foliar específica, houve interação significativa entre os fatores. No controle e nos tratamentos com melatonina, o déficit hídrico aumentou a área foliar específica das plantas. Já nos tratamentos com dopamina e serotonina, as médias de área foliar específica não sofreram influência da condição de irrigação. A aplicação dos biorreguladores não afetou as médias de área foliar específica em plantas sob déficit hídrico. Entretanto, em plantas bem irrigadas, a dopamina e a serotonina aumentaram a área foliar específica em relação ao controle. O tratamento com melatonina apresentou médias similares as do controle e ao tratamento com serotonina. Já na condição de seca, não foi constatada diferença entre as aplicações dos biorreguladores (Fig. 2f).

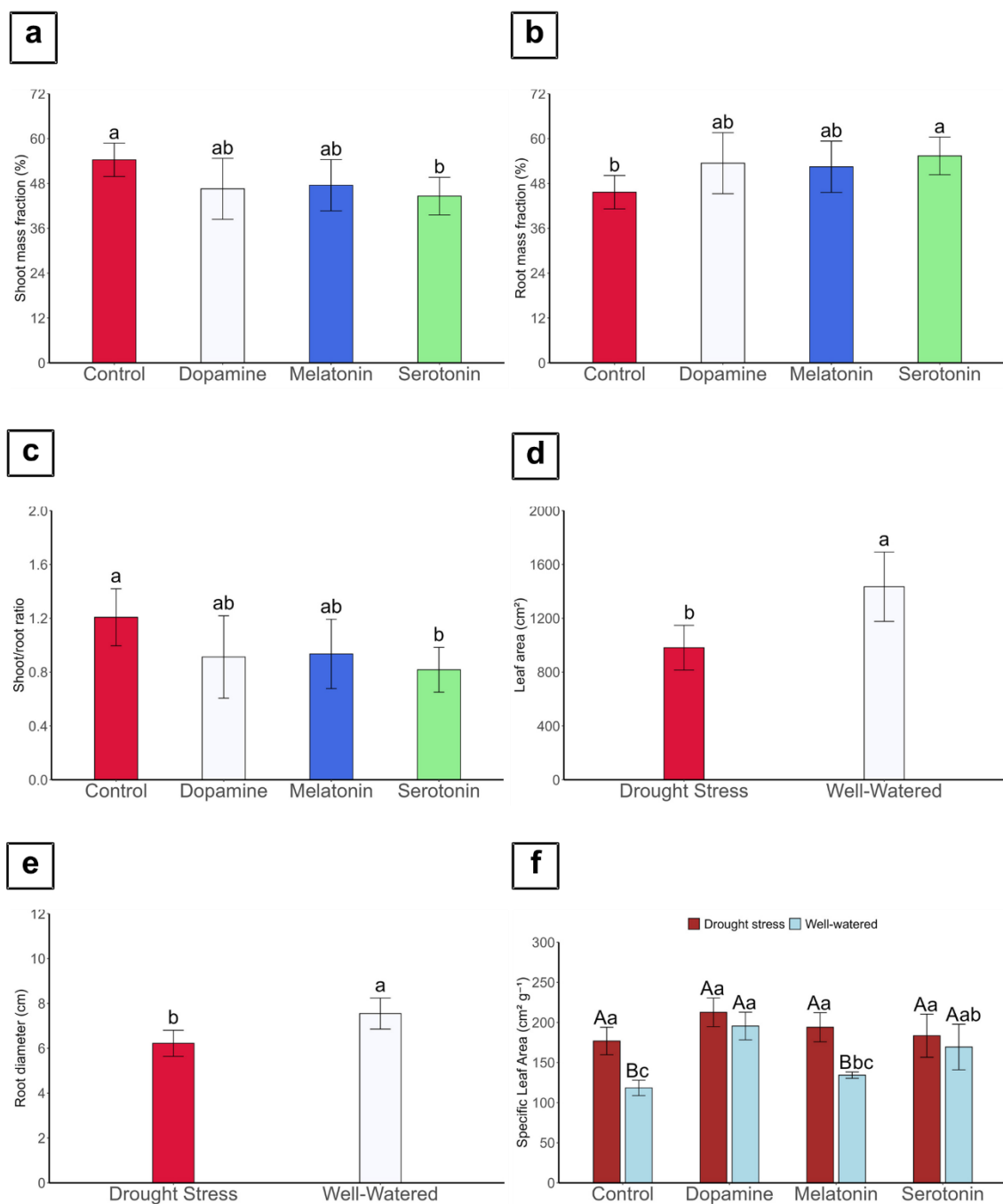


Fig. 2 Análise biométrica de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Fração de massa da parte aérea (a), fração de massa da raiz (b), proporção entre parte aérea e raiz (c), área foliar (d), diâmetro de raiz (e) e área foliar específica (f). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Letras distintas diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). Nos gráficos de interação, as letras maiúsculas comparam a condição de irrigação nas diferentes aplicações de biorreguladores e as letras

minúsculas comparam a aplicação dos biorreguladores em cada condição de irrigação

4.2 VARIÁVEIS FISIOLÓGICAS

A análise estatística revelou interação significativa entre os fatores avaliados para o extravasamento de eletrólitos e conteúdo relativo de água (CRA). Nos tratamentos com dopamina e serotonina, as plantas bem irrigadas apresentaram menor extravasamento de eletrólitos, enquanto, para os tratamentos com melatonina e controle, a condição hídrica não influenciou esta variável. Em condições de déficit hídrico, as plantas controle exibiram maior extravasamento de eletrólitos em comparação com as plantas tratadas com dopamina (Fig. 3a).

O CRA em plantas tratadas com serotonina não foi afetado pelo déficit hídrico, enquanto os demais tratamentos apresentaram redução dessa variável sob restrição hídrica. Entre as plantas bem irrigadas, o CRA foi maior em plantas tratadas com dopamina em comparação com os tratamentos com melatonina. Já em condições de déficit hídrico, as plantas tratadas com melatonina obtiveram menores médias de CRA em relação ao tratamento com aplicação de serotonina (Fig. 3b).

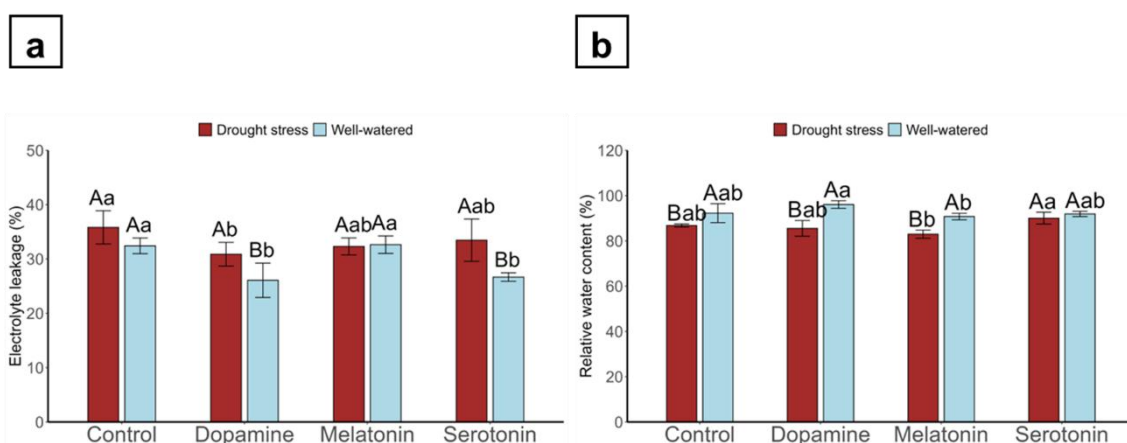


Fig. 3 Análise de extravasamento de eletrólitos (a) e conteúdo relativo de água (b) de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n =$

4). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). Letras maiúsculas comparam a condição de irrigação nas diferentes aplicações de biorreguladores e as letras minúsculas comparam a aplicação dos biorreguladores em cada condição de irrigação

O teor de água total não foi afetado pela interação entre os fatores. No entanto, em relação à condição de irrigação, o déficit hídrico reduziu o teor de água da parte aérea e raiz (Fig. 4a, b). A aplicação de dopamina, independentemente do nível de irrigação, aumentou o teor de água das plantas em relação ao controle (Fig. 4c). Já os pigmentos fotossintéticos sofreram influência apenas da condição de irrigação. As plantas sob déficit hídrico apresentaram maior teor de pigmentos fotossintéticos em comparação às plantas bem irrigadas (Fig. 4d, e, f).

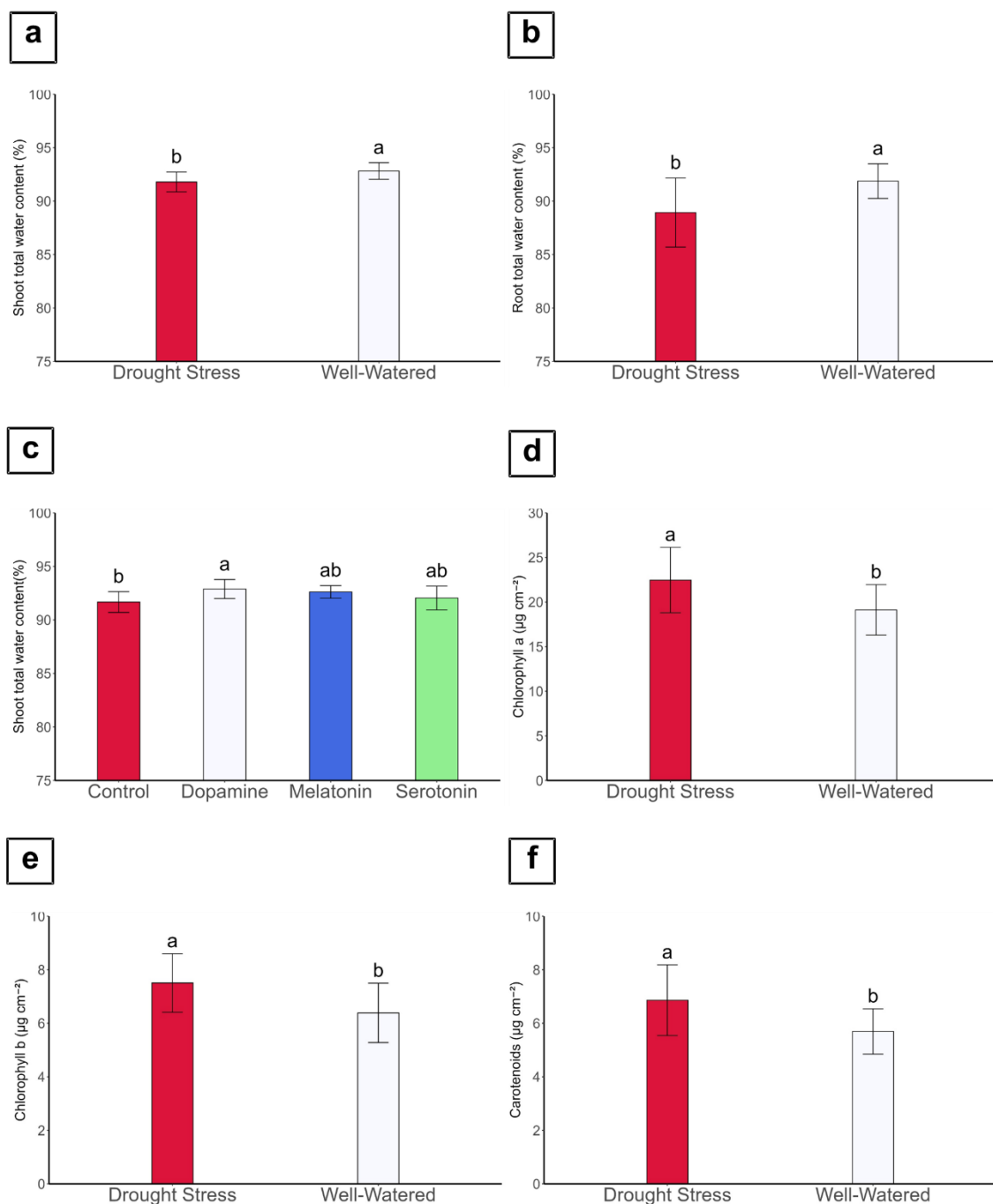


Fig. 4 Análise biométrica de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Teor total de água da parte aérea (a e c), teor total de água da raiz (b), clorofila *a* (d), Clorofila *b* (e) e Carotenoides (f). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$)

Entre as variáveis de trocas gasosas, apenas a assimilação de CO_2 foi influenciada pela interação entre a aplicação de biorreguladores e irrigação. Em plantas tratadas com serotonina, o déficit hídrico promoveu uma maior taxa de assimilação de carbono em comparação com as plantas bem irrigadas. Nas plantas submetidas ao estresse hídrico, os biorreguladores apresentaram médias semelhantes às do controle. Já nas plantas bem irrigadas, a aplicação de melatonina promoveu uma maior taxa de assimilação de carbono em relação ao controle, sem diferenças estatísticas em relação aos tratamentos com dopamina e serotonina. Por sua vez, esses dois últimos tratamentos apresentaram médias semelhantes às do controle (Fig. 5).

As variáveis concentração interna de CO_2 (Ci), condutância estomática (gs), pressão de vapor de água (VPD), eficiência intrínseca do uso da água (A/g), eficiência instantânea do uso da água (WUE) foram influenciados exclusivamente pela condição de irrigação, sem efeito significativo da aplicação dos biorreguladores e nem na interação entre os dois fatores. Os valores de concentração interna de CO_2 (Ci) e condutância estomática (gs) foram menores em plantas submetidas ao déficit hídrico, enquanto os valores de pressão de vapor de água (VPD), eficiência intrínseca do uso da água (A/g) e eficiência instantânea do uso da água (WUE) foram maiores nessa condição. A taxa de transpiração (E) e a eficiência instantânea de assimilação de carbono (A/Ci) não foram influenciadas por nenhuma das condições avaliadas (Fig. 5).

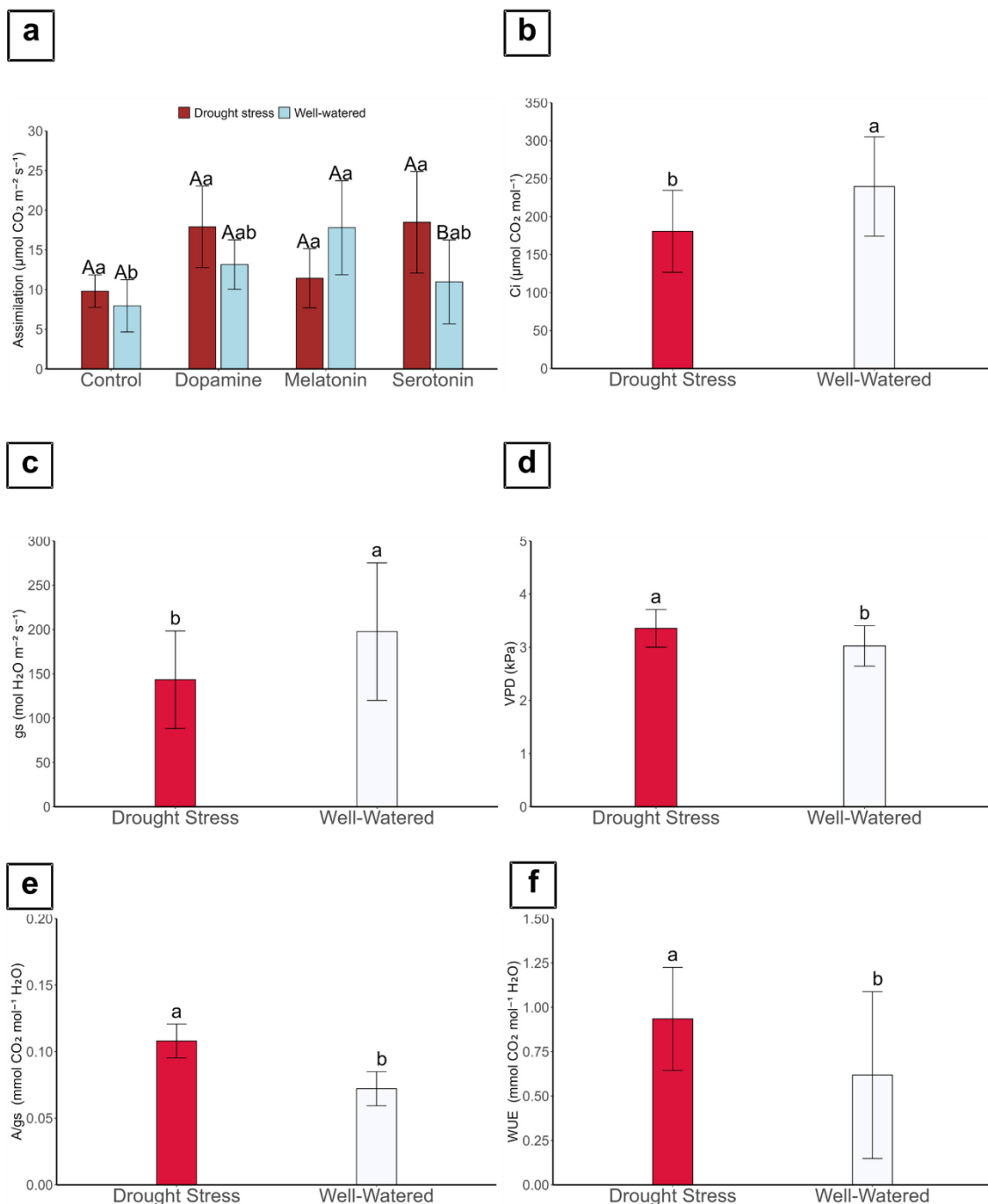


Fig. 5 Análise de trocas gasosas de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Assimilação líquida de carbono (a), concentração interna de CO₂ (Ci) (b), Condutância estomática (gS) (c), vapor de pressão de água (VPD) (d), eficiência intrínseca do uso da água (A/gS) (e), eficiência no uso da água para fotossíntese (WUE) (f). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). Nos gráficos de interação, as letras maiúsculas comparam a condição de irrigação nas diferentes aplicações de

biorreguladores e as letras minúsculas comparam a aplicação dos biorreguladores em cada condição de irrigação.

A análise estatística das variáveis de fluorescência da clorofila *a* apontou que a fluorescência mínima (F_0) foi menor nos tratamentos onde se utilizou a dopamina e melatonina associada a irrigação plena (Fig 6a). A aplicação dos biorreguladores, tanto em plantas bem irrigadas como sob déficit hídrico, reduziu a fluorescência máxima (F_m). A fluorescência variável (F_v) apresentou comportamento semelhante, com exceção ao tratamento com melatonina em plantas bem irrigadas, que obteve médias semelhantes aos valores de referência. O rendimento quântico do fotossistema II (F_v/F_m) e a atividade do complexo de evolução da água (F_0/F_m), não sofreram influência dos biorreguladores, com exceção ao tratamento com o uso de melatonina em plantas bem irrigadas que foi maior que as plantas controle. Para essas variáveis, sob condição de déficit, as médias foram semelhantes ao controle (Fig. 6)

Com relação aos dados de fluorescência transiente da clorofila *a* (OJIP), a área acima da curva (A), tempo para atingir F_m (T_m), o nível basal de fluorescência da clorofila adaptada ao escuro (O) e a resposta ao fechamento dos centros de reação do fotossistema II (PSII) (J) não sofreram influência dos tratamentos. O ponto máximo de fluorescência em resposta ao acúmulo de elétrons no PSII (I) foi menor nas plantas controle e nas plantas tratadas com melatonina, ambas associadas à restrição hídrica. Em relação ao parâmetro de ponto máximo de fluorescência após a redução do aceptor final de elétrons do PSII (P), aplicação de dopamina e serotonina em plantas sob déficit hídrico obtiveram resposta semelhantes aos dados de referência, enquanto para os demais tratamentos esse parâmetro foi reduzido (Fig 6).

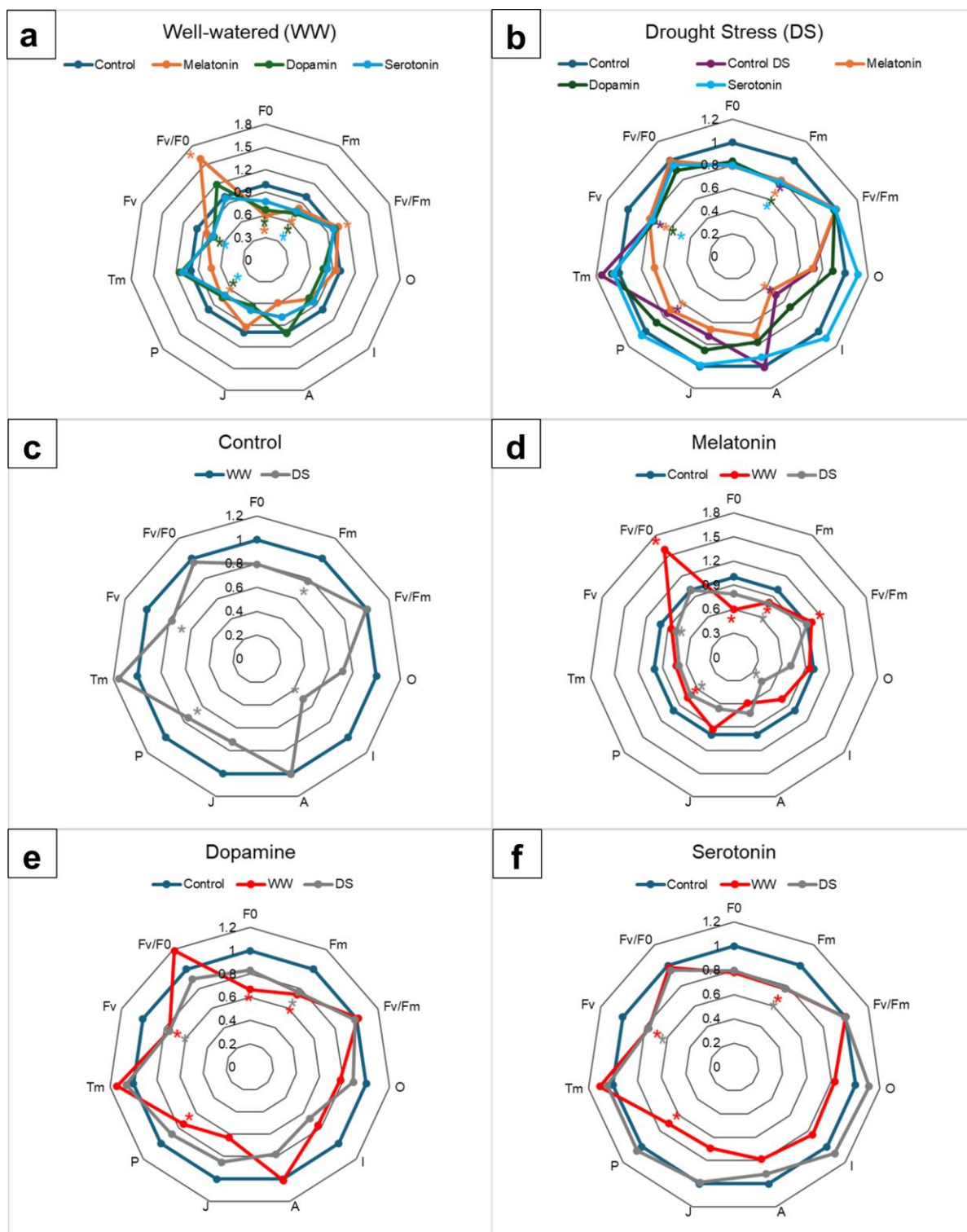


Fig. 6 Análise das variáveis de fluorescência da clorofila *a* de plantas de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) (a), ou sob déficit hídrico (30% da CR) (b) e aplicação de biorreguladores (c-f). Fluorescência inicial (F₀), máxima (F_m), variável (F_v) eficiência quântica do fotossistema II (F_v/F_m), a atividade do complexo de evolução da água (F₀/F_m) A - área acima da curva OJIP (A), tempo

para atingir F_m (T_m), nível basal de fluorescência da clorofila adaptada ao escuro (O), resposta ao fechamento dos centros de reação do fotossistema II (PSII) (J), ponto máximo de fluorescência em resposta ao acúmulo de elétrons no PSII (I), ponto máximo de fluorescência após a redução do aceptor final de elétrons do PSII (P). Valores com asterisco diferem do controle (plantas bem irrigadas e sem aplicação de biorreguladores) pelo teste de Dunnett ($P \leq 0,05$).

4.3 VARIÁVEIS DE PÓS-COLHEITA

Não houve efeito significativo dos biorreguladores e irrigação sobre a acidez titulável, relação sólidos solúveis e acidez titulável, pH e flavonoides. Já as variáveis de vitamina C, compostos fenólicos, firmeza, sólidos solúveis, açúcares totais e atividade antioxidante foram afetados pela interação entre os fatores.

O teor de vitamina C nas plantas tratadas com biorreguladores não foi alterado, mesmo sob estresse hídrico. Em contrapartida, nas plantas controle, houve redução desse composto quando submetidas à seca. No entanto, ao comparar o efeito dos biorreguladores dentro de cada condição hídrica, observa-se que os tratamentos com biorreguladores apresentaram médias semelhantes às do controle, tanto sob irrigação plena quanto sob restrição hídrica (Fig. 7a).

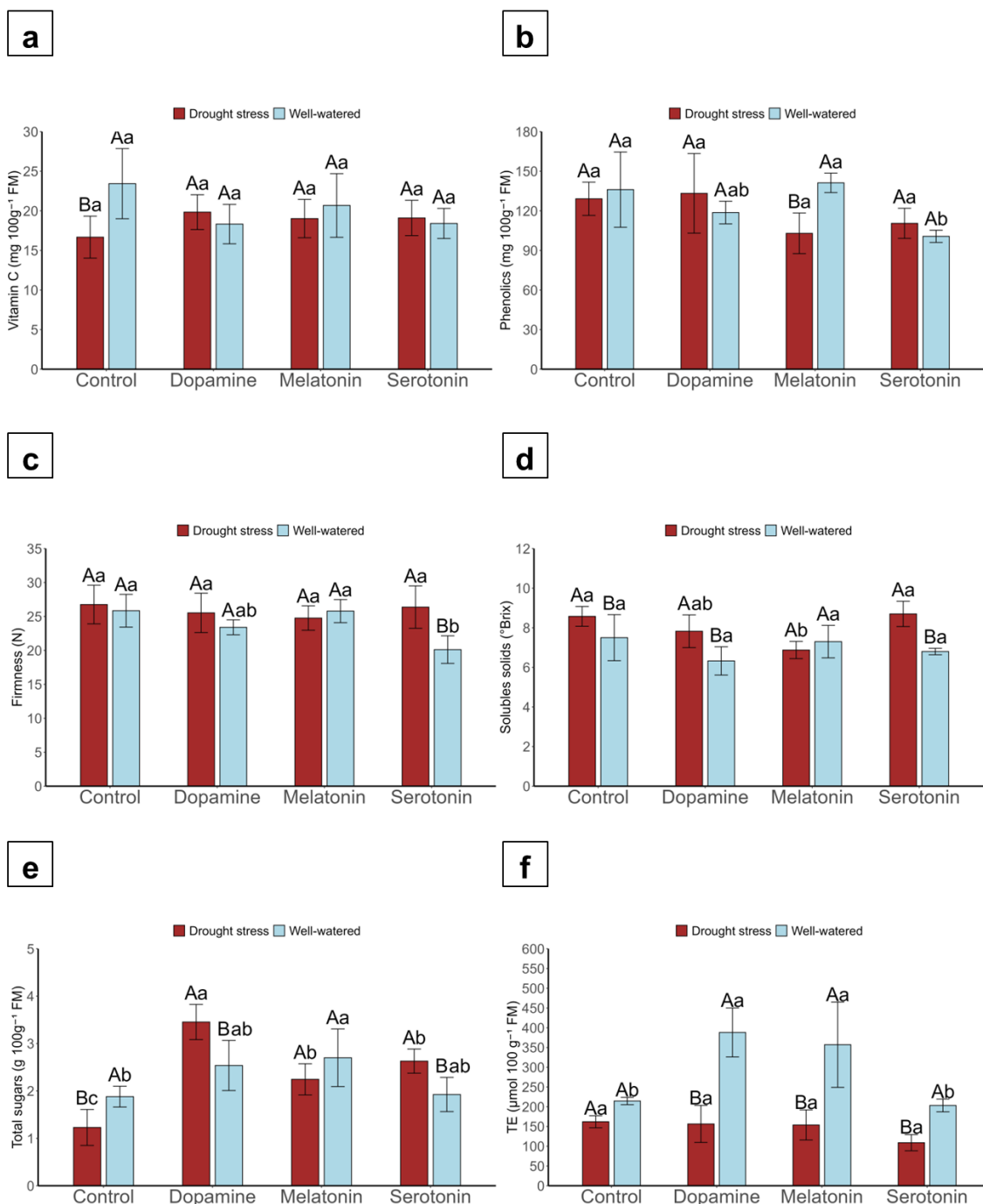


Fig. 7 Análise da qualidade pós-colheita de raízes de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Vitamina C (a), compostos fenólicos (b), firmeza (gs) (c), sólidos solúveis (d), açúcares totais (e) e capacidade antioxidante (método DPPH) (f). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão (n = 4). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey (P $\leq$ 0,05). Letras maiúsculas comparam a condição de irrigação nas

diferentes aplicações de biorreguladores e as letras minúsculas comparam a aplicação dos biorreguladores em cada condição de irrigação.

Com relação à análise de compostos fenólicos, a restrição hídrica reduziu o teor desses compostos no tratamento com melatonina. Em plantas bem irrigadas, a aplicação de serotonina reduziu o teor de fenólicos em comparação ao tratamento com melatonina e o controle (Fig. 7b).

A aplicação dos biorreguladores não alterou a firmeza das raízes, exceto no tratamento com serotonina, onde as plantas bem irrigadas apresentaram menor firmeza em comparação às submetidas ao estresse hídrico. Além disso, nesse mesmo tratamento, sob irrigação plena, a firmeza das raízes foi inferior à observada nos tratamentos com melatonina e nas plantas controle. Já em condições de déficit hídrico, a aplicação dos biorreguladores não influenciou a firmeza das raízes em relação às plantas controle (Fig. 7c).

O estresse hídrico elevou o teor de sólidos solúveis nas plantas controle e naquelas tratadas com dopamina e serotonina, em comparação às submetidas à irrigação plena, enquanto nas plantas tratadas com melatonina esse parâmetro não foi alterado. Além disso, entre as plantas sob déficit hídrico, aquelas tratadas com melatonina apresentaram menor teor de sólidos solúveis em relação às tratadas com serotonina e ao controle. Já em condições de irrigação plena, a aplicação dos biorreguladores não influenciou o teor de sólidos solúveis, resultando em médias semelhantes às das plantas controle (Fig. 7d).

O estresse hídrico reduziu o teor de açúcares nas plantas controle, enquanto nas tratadas com dopamina e serotonina ocorreu o oposto, um maior acúmulo de açúcares nas plantas estressadas em comparação às bem irrigadas. Já nas plantas tratadas com melatonina, a condição hídrica não afetou essa variável. Ao avaliar o efeito dos neurotransmissores em cada regime de irrigação, observou-se que, nas plantas bem irrigadas, a aplicação de melatonina aumentou os níveis de açúcares em relação ao controle. Sob restrição hídrica, o tratamento com dopamina resultou nos maiores teores de açúcares totais, superando o controle e os tratamentos com melatonina e serotonina. Estes dois últimos também apresentaram valores superiores ao controle (Fig. 7e).

A análise da capacidade antioxidante revelou que o estresse hídrico reduziu a atividade antioxidante nas plantas tratadas com neurotransmissores, enquanto nas plantas controle essa variável não foi afetado pela condição hídrica. No entanto, em plantas bem irrigadas, a aplicação de dopamina e melatonina elevou a atividade antioxidante em relação ao controle e ao tratamento com serotonina. Já nas plantas submetidas à restrição hídrica, a aplicação dos neurotransmissores não apresentou impacto significativo na atividade antioxidante em comparação ao controle (Fig. 7f).

Com relação aos teores de betalainas, apesar de não haver interação entre os fatores, foram observados efeitos significativos isolados tanto para a condição hídrica quanto para a aplicação dos neurotransmissores. O estresse hídrico reduziu os teores de betacianinas e betaxantinas. Além disso, o controle apresentou maiores médias de betacianinas em comparação aos tratamentos com dopamina e serotonina e maiores médias de betaxantinas em relação ao tratamento com dopamina. Em relação à melatonina, os tratamentos com dopamina e serotonina exibiram teores de betacianinas semelhantes, porém o tratamento com dopamina apresentou níveis mais baixos de betaxantinas (Fig.8).

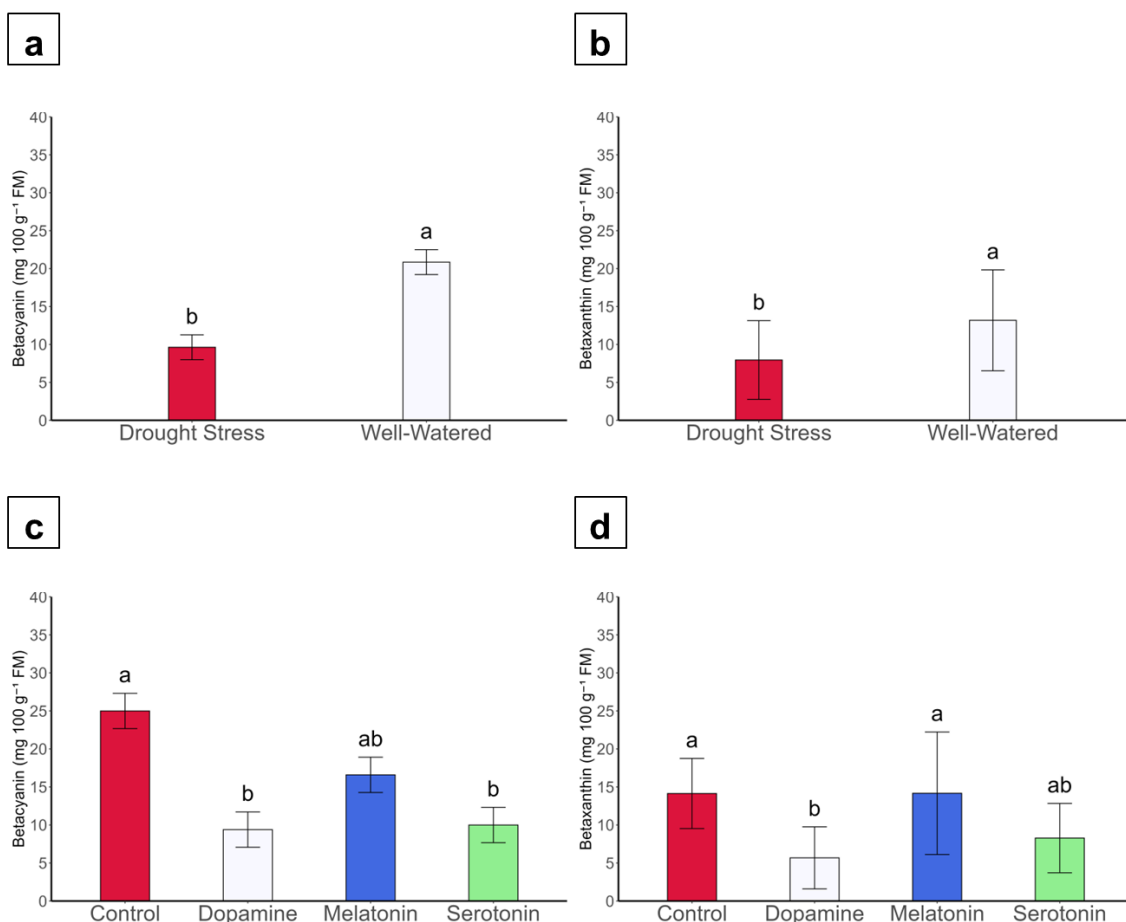


Fig. 8 Análise de teores de betalaínas (betacianina e betaxantinas) de raízes de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Betacianinas (a-c), betaxantinas (b-d). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$)

A análise de colorimetria revelou que a coloração da casca das raízes foi mais influenciada do que a da polpa. Para a polpa, houve efeito significativo apenas do fator biorreguladores no parâmetro de diferença total de cor, independentemente da irrigação, com o tratamento de melatonina resultando em valores superiores ao da serotonina (Fig. 9).

Quanto à casca, o controle sob déficit hídrico resultou em redução dos valores de a^* e b^* , conferindo uma coloração menos vermelha e amarela, com tendência para tons azulados e esverdeados. A luminosidade não apresentou variação significativa em nenhuma condição de tratamento. O déficit hídrico também reduziu os valores de croma no controle e no tratamento com serotonina, enquanto a aplicação de melatonina aumentou esse parâmetro em plantas estressadas em relação ao controle. Em plantas bem irrigadas, os biorreguladores não influenciaram os valores de croma, que permaneceram semelhantes aos do controle (Fig. 9).

Para a análise de matiz (*hue*) da casca, houve efeito significativo apenas dos fatores isolados, sem interação entre eles. A aplicação de serotonina, independentemente da irrigação, aumentou a matiz em relação ao controle e ao tratamento com dopamina. Além disso, plantas submetidas ao estresse hídrico, independentemente do biorregulador aplicado, também apresentaram aumento nos valores de matiz (Fig. 9).

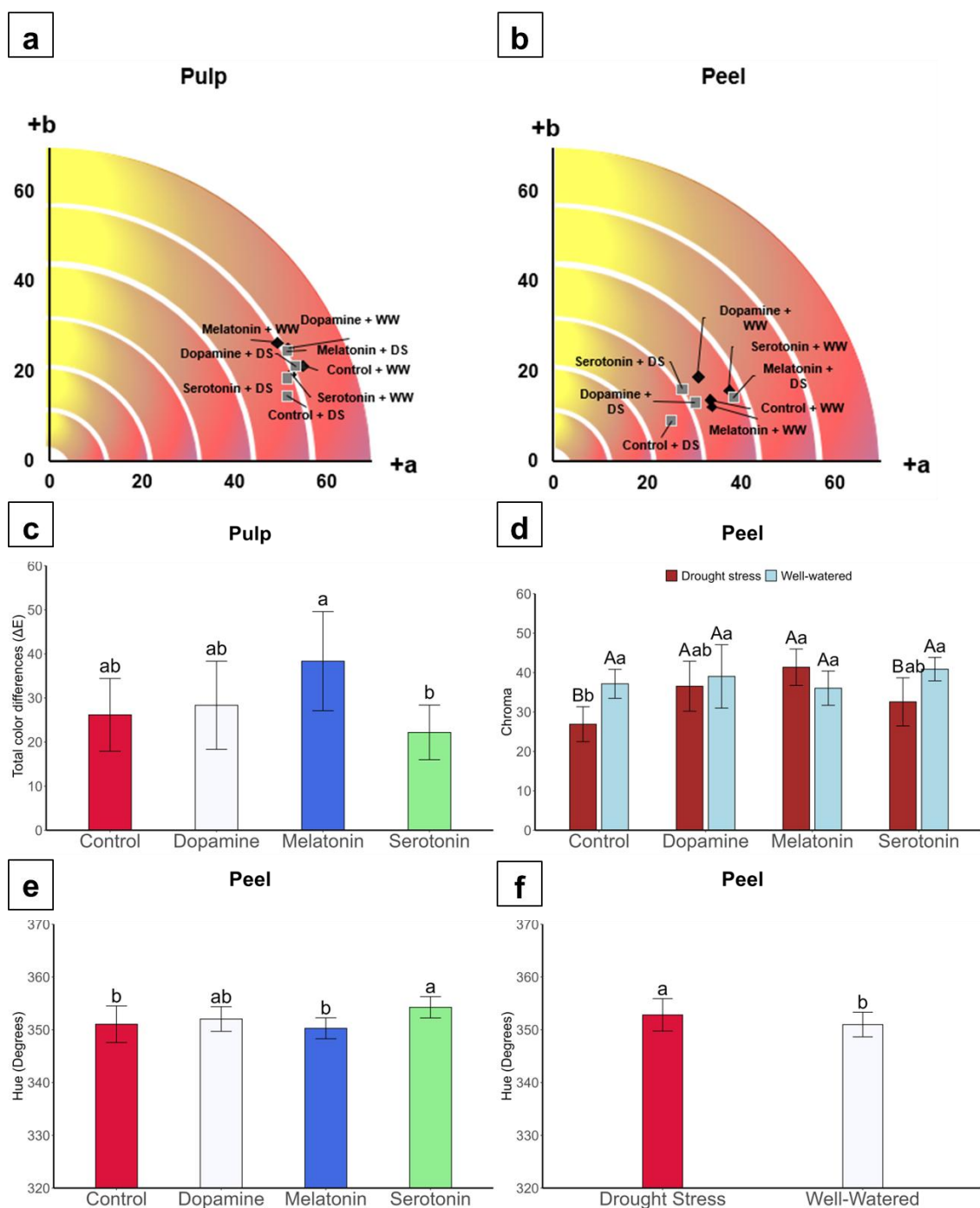


Fig. 9 Colorimetria de raízes de beterraba vermelha de 58 dias de idade bem irrigadas (80% da CR) ou sob déficit hídrico (30% da CR). Espaço de cor L*a*b* (a-b), diferença total de cor (c), croma (d) e matiz (e-f). Os valores representam médias $\pm$ erro padrão ($n = 4$). Valores com a mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

5 DISCUSSÃO

A restrição hídrica impacta significativamente o desenvolvimento e a produtividade das plantas. Em culturas como a beterraba, já foi observado que ocorre um ajuste no crescimento como estratégia de adaptação às condições adversas impostas pelo déficit hídrico (Stagnari et al., 2014; Yoclu et al., 2021; Ferreira et al., 2023). Nessas condições, as plantas reduzem a eficiência fotossintética, resultando em uma menor produção de fotoassimilados, essenciais para o metabolismo vegetal. Essa limitação impacta diretamente a alocação de biomassa entre os diferentes órgãos da planta, principalmente devido à influência sobre o metabolismo do carbono, comprometendo a produção e distribuição de recursos energéticos essenciais para o crescimento vegetal. (Kapoor et al., 2020; Qiao et al., 2024). Os resultados deste trabalho indicam que a atividade fotossintética foi afetada pelo déficit hídrico, como demonstrado pelos dados de trocas gasosas (Fig. 5), onde a deficiência hídrica reduziu a concentração interna de carbono e condutância estomática afetando diretamente a fixação de carbono. Isso pode ter impactado a síntese de fotoassimilados e acúmulo de biomassa (Fig. 1). Dessa forma, apesar das plantas apresentarem como estratégia um aumento na eficiência do uso da água, isso não refletiu em ganho ou manutenção de biomassa.

Embora a literatura aponte que os biorreguladores utilizados nesse trabalho melhoram a capacidade fotossintética das plantas em condições de estresse, neste estudo os resultados indicaram que a aplicação dos neurotransmissores não foi suficiente para mitigar os efeitos negativos do déficit hídrico sobre as características de biomassa. Isso sugere que o estresse imposto pela restrição hídrica, utilizado no experimento, pode ter sido muito severo, tornando a atuação dos compostos pouco efetiva na fisiologia da planta. Mesmo assim, observou-se que a melatonina melhorou a eficiência de assimilação de carbono sob irrigação plena em relação ao controle, enquanto a serotonina favoreceu uma maior assimilação de CO₂ sob estresse hídrico, embora isso não tenha refletido em redução de perda de biomassa (Fig. 5). Novos estudos são necessários para compreender melhor a influência desses biorreguladores em diferentes níveis de disponibilidade hídrica, como em déficit moderado ou em regimes alternados de irrigação com períodos mais prolongados de suprimento de água.

Outro aspecto que pode ter influenciado o crescimento da beterraba em condições de estresse é o próprio potencial hídrico da planta, já que o acúmulo de água nos órgãos foi menor em plantas sob déficit hídrico e isso reflete uma perda de produção de longo prazo devido ao estresse hídrico acumulado (Fig. 4). Embora a transpiração não tenha sido influenciada pelos fatores, denota-se que a planta perdeu mais água para o ambiente baseado no aumento do valor de déficit de pressão de vapor (Fig. 5), em plantas submetidas a restrição de água, afetando diretamente o potencial hídrico da planta (Grossiord et al., 2020). Dessa forma, a planta diminui seu crescimento e produção devido à expansão celular ser afetada pela deficiência de água em resposta à diminuição da pressão de turgor celular (Seleiman et al., 2021; Ferreira et al., 2023; Henschel et al., 2023). Nesse sentido, os biorreguladores não foram eficazes em manter a hidratação dos tecidos das plantas em condições de baixa oferta de água. Entretanto, analisando o conteúdo relativo de água (Fig. 3), que é uma medida funcional da condição hídrica foliar das plantas em relação à sua condição totalmente túrgida (Boyer et al., 2008), é possível notar que a serotonina manteve o teor relativo de água mesmo sob deficiência hídrica demonstrando que as plantas tratadas com esse neurotransmissor foram eficientes em manter a turgescência da folha em relação a sua real capacidade de retenção hídrica. Quando comparamos esses resultados aos de trocas gasosas, percebemos que essa manutenção do CRA em plantas estressadas está correlacionada ao aumento da assimilação de CO_2 quando se aplicou a serotonina. Nesse sentido, a serotonina pode atuar como um regulador do balanço hídrico e esta resposta pode estar de alguma forma interligada a uma melhora da assimilação de carbono, possivelmente atuando na regulação da abertura e fechamento dos estômatos, otimizando a absorção de CO_2 e reduzindo a perda de água para o ambiente.

Os resultados de partição de massa (Fig. 2) apontaram que as plantas tratadas com serotonina, independentemente da irrigação, possuem uma tendência de alocação de biomassa direcionada mais para a porção radicular do que para a parte aérea. Isso sugere que esse composto regula o metabolismo da planta para que a partição de carbono e biomassa seja direcionada a raiz da planta, que no caso da beterraba, é o principal órgão de reserva. Estudos relatam que a serotonina, em níveis baixos, melhora a formação das raízes (Pelagio-Flores et al., 2011, 2016,

2020; Wan et al., 2018; Banerjee; Sharma, 2021). Entretanto, o efeito da serotonina exógena no acúmulo de biomassa em raízes tuberosas ainda não é completamente compreendido. Sabe-se que esse acúmulo ocorre, principalmente, pela translocação e deposição de fotoassimilados, especialmente carboidratos na forma de amido, resultantes da fotossíntese (Lemoine et al., 2013). A serotonina pode desempenhar um papel na regulação desse processo, influenciando a manutenção e o crescimento das raízes tuberosas, possivelmente por meio da modulação de vias metabólicas e hormonais associadas ao desenvolvimento radicular (Pelagio-Flores et al., 2011). Essa estratégia de acúmulo de biomassa nas raízes pode ser uma forma de adaptação da planta de priorizar o acúmulo de carboidratos e água em detrimento do crescimento vegetativo (Delerue et al., 2022).

Em relação à morfologia da planta, os resultados deste estudo indicaram que o déficit hídrico reduziu a área foliar e o diâmetro da raiz (Fig. 2), evidenciando uma adaptação morfológica das plantas para enfrentar as adversidades desse estresse. Nesse contexto, os biorreguladores não foram eficazes na manutenção dessas variáveis. No entanto, ao analisar a relação entre massa e área foliar por meio da área foliar específica, observa-se que as plantas sob restrição hídrica apresentaram valores superiores no controle e no tratamento com melatonina em comparação às bem irrigadas. Isso sugere que, apesar da redução da biomassa, as plantas priorizaram a manutenção da área foliar em detrimento do crescimento, como uma estratégia de adaptação. Assim, é possível terem desenvolvido folhas mais finas e com maior área relativa, otimizando a captação de luz e minimizando os efeitos da restrição hídrica, o que resultou no aumento da área foliar específica (Zhou et al. 2020). E isso pode ser comprovado pelo fato de que, nas plantas bem irrigadas, o acúmulo de massa foi maior que a expansão foliar. Nos tratamentos com dopamina e serotonina, a área foliar específica não diferiu entre as condições de irrigação, porém, como a área foliar foi menor em todos os tratamentos sob déficit hídrico, é possível que a expansão foliar seguiu a mesma tendência de acúmulo de matéria seca.

A aplicação de dopamina reduziu os danos às membranas em plantas estressadas em comparação ao controle, tendo em vista que, nesse tratamento, houve menor extravasamento de eletrólitos (Fig. 3). Esse mesmo fenômeno foi observado em plantas bem irrigadas sendo que, naquelas tratadas com melatonina,

houve maior vazamento de eletrólitos em relação ao tratamento com dopamina e serotonina, assim como no controle. A integridade das membranas é afetada por diversos tipos de estresse, incluindo aquele causado por deficiência hídrica (Rawat et al., 2021). A permeabilidade da membrana está associada ao equilíbrio oxidativo da planta. Em plantas estressadas, ocorre um aumento na produção de espécies reativas de oxigênio que danificam a membrana promovendo uma maior permeabilidade e, conseqüentemente, um maior vazamento de conteúdo plasmático (Hasanuzzaman et al., 2020; Rawat et al., 2021). Nesse trabalho, a dopamina foi capaz de neutralizar os efeitos adversos causado pelo estresse hídrico na integridade das membranas. Além disso, a dopamina, assim como a serotonina, também reduz a permeabilidade em condições normais de cultivo demonstrando que esses compostos, de alguma forma, atuam na manutenção da integridade das membranas em biomoléculas, independente da condição de estresse. Diversos trabalhos apontam a dopamina como uma substância que melhora a defesa da planta contra o estresse oxidativo (Abdurmajeed et al., 2022; Lan et al., 2021; Ahammed; Li, 2023; Akcay; Gencay; Koc, 2024). Baseado nos resultados deste estudo, é possível que a dopamina aumentou a capacidade da planta de neutralizar os radicais livres que afetam as membranas.

Os dados de fluorescência da clorofila *a* (Fig. 6) apontaram que o déficit hídrico, independente da aplicação dos biorreguladores, diminuiu a fluorescência máxima e variável de todos os tratamentos, mas não alterou a eficiência quântica do fotossistema II (PSII). Essa resposta pode estar associada a uma adaptação da planta em ativar mecanismos de dissipação, reduzindo a fluorescência total detectada, para evitar danos ao PSII (Cendrero-Mateo et al., 2015). Outro aspecto a ser considerado é que, como o estresse hídrico também reduziu a condutância estomática e concentração interna de carbono (Fig. 5), é possível que a menor entrada de CO₂ reduz a atividade da RubisCO e a demanda por transporte de elétrons, diminuindo a fluorescência máxima (Machado et al., 2024). Sob condições normais a melatonina aumentou a eficiência do PSII baseado nos dados de Fv/Fm e isso pode ter refletido numa melhor assimilação de carbono sugerindo que a melatonina otimiza o uso da luz e o transporte de elétrons no PSII, resultando em maior fixação de carbono (Zuo et al., 2017). Apesar de que no controle a seca não ter reduzido o valor de Fv/Fm — o que sugeriria que a capacidade fotoquímica das

plantas não foi afetada —, os valores absolutos de F_v e F_m diminuíram com o estresse. Dessa forma, a diferença relativa proporcional entre essas variáveis (F_v/F_m) manteve-se semelhante à observada nas plantas controle sob irrigação plena.

A análise pós-colheita apontou que o déficit hídrico reduziu o teor de vitamina C nas plantas controle enquanto naquelas tratadas com os neurotransmissores houve uma maior estabilidade desse composto (Fig. 7a). Isso demonstra que os neurotransmissores mantiveram os níveis de vitamina C mesmo impondo uma restrição hídrica, indicando que esses biorreguladores podem estar associados ao aumento da síntese e atuação de antioxidantes não enzimáticos como é o caso da vitamina C (Paciolla et al., 2019). O uso da melatonina reduziu o teor de compostos fenólicos em plantas sob restrição hídrica em relação às bem irrigadas. Diversos trabalhos apontam que a melatonina aumenta o conteúdo de fenólicos, no entanto, nesse estudo, o déficit hídrico diminuiu a influência da melatonina sob o teor desses compostos, indicando que a atuação desse biorregulador está associada a condição hídrica que se encontra a planta. A serotonina reduziu a firmeza das raízes em plantas bem irrigadas, resposta que pode estar associada ao metabolismo de partição de massa e acúmulo de água nas raízes.

O déficit hídrico aumentou o teor sólidos solúveis nas raízes da beterraba. (Fig. 7). Essa é uma resposta já era esperada tendo em vista que, sob escassez hídrica, muitas plantas concentram açúcares e outros metabólitos para reter água e manter a pressão osmótica (Turner, 2018). No entanto, a aplicação de melatonina em condição de estresse, manteve os níveis de sólidos solúveis, o que indica que esse biorregulador pode ter ajudado a planta a lidar melhor com o estresse hídrico reduzindo a necessidade de acumular sólidos solúveis. A melatonina tem um papel na regulação do estresse oxidativo, na proteção contra danos celulares e na melhoria da homeostase hídrica, o que pode explicar essa redução (Arnao; Hernández-Ruiz, 2018).

A dopamina aumentou o teor de açúcares totais em plantas submetidas ao déficit hídrico (Fig. 7). Isso indica que a dopamina influenciou o metabolismo dos açúcares nessas condições, resultando em um maior acúmulo de açúcares totais na planta. Esse efeito pode estar relacionado a várias funções da dopamina na

regulação do estresse. Ao comparar esses resultados aos de extravasamento de eletrólitos (Fig. 3), infere-se que esse aumento no teor de açúcares pode estar associado a um melhor equilíbrio oxidativo das plantas que resultou num melhor funcionamento da planta, estimulando a síntese de açúcares ou reduzindo seu consumo no processo respiratório (Fugate et al., 2022; Lafta et al., 2024). A dopamina pode modular a atividade de enzimas-chave envolvidas na síntese e degradação de açúcares, ajustando o equilíbrio entre a produção e o consumo de carboidratos conforme as necessidades metabólicas da planta (Liu et al., 2020). Além disso, sua função antiestresse contribui para a proteção contra danos oxidativos, preservando a integridade celular e garantindo a eficiência dos processos metabólicos relacionados aos açúcares (Abdulmajeed et al., 2022; Ji et al., 2022).

A capacidade antioxidante foi maior com o uso da dopamina e melatonina em plantas bem irrigadas, no entanto, a seca reduziu esse parâmetro mesmo com a aplicação de biorreguladores. Esse resultado sugere que esses biorreguladores tiveram um efeito positivo na capacidade antioxidante apenas quando a planta estava em condições de irrigação plena, mas não conseguiram reverter a redução da atividade antioxidante causada pelo déficit hídrico. Quando a planta se encontra em um estado fisiológico equilibrado, sua resposta aos biorreguladores pode ser potencializada, favorecendo a síntese de compostos antioxidantes (Fujita; Hasanuzzaman, 2022). O estresse severo pode ter comprometido a capacidade da planta de responder aos biorreguladores, possivelmente por redução no metabolismo. Esses resultados podem indicar que a diminuição do extravasamento de eletrólitos nos tratamentos com a aplicação de dopamina em plantas sob estresse hídrico, apontando um melhor equilíbrio oxidativo, foi resultado de uma atividade osmoprotetora que pode ser explicada pelo aumento do teor de açúcares que podem ter atuado como osmólitos regulando a homeostase iônica da planta (Abdulmajeed et al., 2022; Lan et al., 2021).

Quanto às betalaínas, verificou-se que seus teores foram reduzidos tanto em plantas submetidas ao déficit hídrico quanto naquelas tratadas com dopamina. O controle, independentemente da irrigação, apresentou maiores teores desses pigmentos. A biossíntese de betalaínas depende de um metabolismo ativo da tirosina (Tossi et al., 2021). A síntese desses pigmentos pode ser comprometida sob condições de estresse hídrico e, além disso, a aplicação de dopamina pode ter

promovido a competição metabólica pela tirosina, desviando o fluxo biossintético em direção a compostos de resposta ao estresse em detrimento da formação de pigmentos (Dong et al., 2023).

O diagrama CIELAB indica o espaço de cor que permite mensurar as cores dos objetos (Luo, 2023). Aqui o estresse hídrico reduziu valores de a^* e b^* e a cromaticidade da casca das raízes da beterraba no controle (Fig. 9). Essa redução pode indicar uma perda da cor vermelha das raízes da beterraba. Nesse sentido, os biorreguladores foram eficientes em manter a coloração característica da casca da beterraba, o que pode contribuir para um melhor aspecto visual da raiz, levando a uma melhor aceitação por parte do consumidor.

6 CONCLUSÃO

O estudo demonstrou que o déficit hídrico severo prejudicou significativamente o crescimento e a qualidade da beterraba. Os biorreguladores (melatonina, dopamina e serotonina) apresentaram efeitos mitigadores distintos: a serotonina melhorou a assimilação de carbono sob estresse, a dopamina reduziu danos oxidativos e aumentou açúcares nas raízes, enquanto a melatonina otimizou a fotossíntese em condições ideais. Estes compostos trouxeram benefícios para a qualidade pós-colheita, incluindo manutenção dos teores de vitamina C, preservação da cor e aumento de sólidos solúveis, sugerindo seu potencial como estratégia complementar tanto para cultivo sob estresse hídrico quanto para conservação pós-colheita, embora estudos adicionais sejam necessários para otimizar concentrações e avaliar sua eficácia em condições moderadas de seca.

REFERÊNCIAS

- Abdulmajeed, A. M., Alharbi, B. M., Alharby, H. F., Abualresh, A. M., Badawy, G. A., Semida, W. M., & Rady, M. M. (2022). Simultaneous Action of Silymarin and Dopamine Enhances Defense Mechanisms Related to Antioxidants, Polyamine Metabolic Enzymes, and Tolerance to Cadmium Stress in *Phaseolus vulgaris*. *Plants*, 11(22), 3069. <https://doi.org/10.3390/plants11223069>
- Ahammed, G. J., & Li, X. (2023). Dopamine-induced abiotic stress tolerance in horticultural plants. *Scientia Horticulturae*, 307, 111506. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111506>
- Ahammed, G. J., & Li, X. (2023). Dopamine-induced abiotic stress tolerance in horticultural plants. *Scientia Horticulturae*, 307, 111506. <https://doi.org/10.1016/j.resenv.2021.100032>
- Ahmad, A., Khan, W. U., Shah, A. A., Yasin, N. A., Ali, A., Rizwan, M., & Ali, S. (2021). Dopamine alleviates hydrocarbon stress in Brassica oleracea through modulation of physio-biochemical attributes and antioxidant defense systems. *Chemosphere*, 270, 128633. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.128633>
- Akcaay, U. C., Gencay, R., & Koc, F. Z. (2024). Effect of dopamine and progesterone on the physiological and molecular responses of tomato seedlings to drought and salt stress. *Cogent Food & Agriculture*, 10(1), 2321308. <https://doi.org/10.1080/23311932.2024.2321308>
- Akcaay, U. C., & Okudan, N. (2023). Exogenous serotonin improves drought and salt tolerance in tomato seedlings. *Plant Growth Regulation*, 101(1), 239-249. <https://doi.org/10.1007/s10725-023-01016-x>
- Altaf, M. A., Lal, M. K., Tiwari, R. K., Naz, S., & Gahlaut, V. (2023). The potential role of melatonin in the regulation of abiotic stress in plants. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1271973. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1271973>
- Anjum, S. A., Ashraf, U., Zohaib, A., Tanveer, M., Naeem, M., Ali, I., ... & Nazir, U. (2017). Growth and development responses of crop plants under drought stress: a review. <https://doi.org/10.13080/z-a.2017.104.034>
- Arnao, M. B., & Hernández-Ruiz, J. (2018). Melatonin and its relationship to plant hormones. *Annals of Botany*, 121(2), 195-207. <https://doi.org/10.1093/aob/mcx114>
- Balasundram, S. K., Shamshiri, R. R., Sridhara, S., & Rizan, N. (2023). The role of digital agriculture in mitigating climate change and ensuring food security: an overview. *Sustainability*, 15(6), 5325. <https://doi.org/10.3390/su15065325>
- Banerjee, M., & Sharma, S. (2021). Serotonin and melatonin: Role in rhizogenesis, root development and signaling. *Rhizobiology: Molecular Physiology of Plant Roots*, 307-332. https://doi.org/10.1007/978-3-030-84985-6_18
- Bhowal, B., Bhattacharjee, A., Goswami, K., Sanan-Mishra, N., Singla-Pareek, S. L., Kaur, C., & Sopory, S. (2021). Serotonin and melatonin biosynthesis in plants: genome-wide identification of the genes and their expression reveal a conserved role in stress and development. *International journal of molecular sciences*, 22(20), 11034. <https://doi.org/10.3390/ijms222011034>
- Boyer, J. S., James, R. A., Munns, R., Condon, T. A., & Passioura, J. B. (2008). Osmotic adjustment leads to anomalously low estimates of relative water content

- in wheat and barley. *Functional Plant Biology*, 35(11), 1172-1182. <https://doi.org/10.1071/FP08157>
- Brands-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. L. W. T. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and Technology*, 28(1), 25-30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Casaroli, D., & Jong van Lier, Q. D. (2008). Critérios para determinação da capacidade de vaso. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 32, 59-66. <https://doi.org/10.1590/S0100-06832008000100007>
- Castellar, R., Obón, J. M., Alacid, M., & Fernández-López, J. A. (2003). Color properties and stability of betacyanins from Opuntia fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(9), 2772-2776. <https://doi.org/10.1021/jf021045h>
- Cendrero-Mateo, M. P., Carmo-Silva, A. E., Porcar-Castell, A., Hamerlynck, E. P., Papuga, S. A., & Moran, M. S. (2015). Dynamic response of plant chlorophyll fluorescence to light, water and nutrient availability. *Functional Plant Biology*, 42(8), 746-757. <http://dx.doi.org/10.1071/FP15002>
- Delerue, F., Scattolin, M., Atteia, O., Cohen, G. J., Franceschi, M., & Mench, M. (2022). Biomass partitioning of plants under soil pollution stress. *Communications Biology*, 5(1), 365. <https://doi.org/10.1038/s42003-022-03307-x>
- Du, P., Cao, Y., Yin, B., Zhou, S., Li, Z., Zhang, X., ... & Liang, B. (2022). Improved tolerance of apple plants to drought stress and nitrogen utilization by modulating the rhizosphere microbiome via melatonin and dopamine. *Frontiers in Microbiology*, 13, 980327. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.980327>
- Ferreira, L. M., Henschel, J. M., de Almeida Mendes, J. J. V., da Silva Gomes, D., dos Santos, S. K., Lopes, A. S., ... & Batista, D. S. (2024). Sodium nitroprusside alleviates moderate drought stress in beet (*Beta vulgaris* L. subsp. *vulgaris*) by modulating its photosynthetic capacity. *Journal of Plant Growth Regulation*, 43(3), 755-769. <https://doi.org/10.1007/s00344-023-11135-4>
- Ferreira, M. D., & Spricigo, P. C. (2017). Colorimetria: princípios e aplicações na agricultura. In *Instrumentação pós-colheita em frutas e hortaliças. Parte 4. Análises não destrutivas*. São Carlos, SP: Embrapa Instrumentação.
- Francis, F. J., & Markakis, P. (1982). Anthocyanins as food colors. *New York: Acad.*
- Fugate, K. K., Campbell, L. G., Lafta, A. M., Eide, J. D., Khan, M. F., Chu, C., & Finger, F. L. (2022). Newly developed sugarbeet lines with altered postharvest respiration rates differ in transcription factor and glycolytic enzyme expression. *Crop Science*, 62(3), 1251-1263. <https://doi.org/10.1002/csc2.20729>
- Fujita, M., & Hasanuzzaman, M. (2022). Approaches to enhancing antioxidant defense in plants. *Antioxidants*, 11(5), 925. <https://doi.org/10.3390/antiox11050925>
- Gavyar, P. H. H., Amiri, H., Arnao, M. B., & Bahramikia, S. (2024). Exogenous application of serotonin, with the modulation of redox homeostasis and photosynthetic characteristics, enhances the drought resistance of the saffron plant. *Scientific Reports*, 14(1), 23148. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-73885-9>
- Grossiord, C., Buckley, T. N., Cernusak, L. A., Novick, K. A., Poulter, B., Siegwolf, R. T., ... & McDowell, N. G. (2020). Plant responses to rising vapor pressure deficit. *New phytologist*, 226(6), 1550-1566. <https://doi.org/10.1111/nph.16485>

- Hasanuzzaman, M., Parvin, K., Bardhan, K., Nahar, K., Anee, T. I., Masud, A. A. C., & Fotopoulos, V. (2021). Biostimulants for the regulation of reactive oxygen species metabolism in plants under abiotic stress. *Cells*, 10(10), 2537. <https://doi.org/10.3390/cells10102537>
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. B., Parvin, K., Bhuiyan, T. F., Anee, T. I., Nahar, K., ... & Fujita, M. (2020). Regulation of ROS metabolism in plants under environmental stress: A review of recent experimental evidence. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(22), 8695. <https://doi.org/10.3390/ijms21228695>
- He, M., Mei, S., Zhai, Y., Geng, G., Yu, L., & Wang, Y. (2023). Effects of melatonin on the growth of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) seedlings under drought stress. *Journal of Plant Growth Regulation*, 42(8), 5116-5130. <https://doi.org/10.1007/s00344-022-10860-6>
- Henschel, J. M., Dantas, E. F. O., de Azevedo Soares, V., Dos Santos, S. K., da Silva Gomes, D., Ferreira, L. M., ... & Batista, D. S. (2023). Drought stress mitigation by foliar application of L-carnitine and its effect on radish morphophysiology. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 29(4), 579-590. <https://doi.org/10.1007/s12298-023-01308-6>
- Huang, B., Chen, Y. E., Zhao, Y. Q., Ding, C. B., Liao, J. Q., Hu, C., ... & Yuan, M. (2019). Exogenous melatonin alleviates oxidative damages and protects photosystem II in maize seedlings under drought stress. *Frontiers in plant science*, 10, 677. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00677>
- Hussain, S., Rao, M. J., Anjum, M. A., Ejaz, S., Zakir, I., Ali, M. A., ... & Ahmad, S. (2019). Oxidative stress and antioxidant defense in plants under drought conditions. *Plant abiotic stress tolerance: Agronomic, molecular and biotechnological approaches*, 207-219. https://doi.org/10.1007/978-3-030-06118-0_9
- Islam, M. J., Uddin, M. J., Hossain, M. A., Henry, R., Begum, M. K., Sohel, M. A. T., ... & Lim, Y. S. (2022). Exogenous putrescine attenuates the negative impact of drought stress by modulating physio-biochemical traits and gene expression in sugar beet (*Beta vulgaris* L.). *PloS One*, 17(1), e0262099. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0262099>
- Ji, Z., Liu, Z., Han, Y., & Sun, Y. (2022). Exogenous dopamine promotes photosynthesis and carbohydrate metabolism of downy mildew-infected cucumber. *Scientia Horticulturae*, 295, 110842. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110842>
- Kapoor, D., Bhardwaj, S., Landi, M., Sharma, A., Ramakrishnan, M., & Sharma, A. (2020). The impact of drought in plant metabolism: How to exploit tolerance mechanisms to increase crop production. *Applied Sciences*, 10(16), 5692. <https://doi.org/10.3390/app10165692>
- Kaur, H., Mukherjee, S., Baluska, F., & Bhatla, S. C. (2015). Regulatory roles of serotonin and melatonin in abiotic stress tolerance in plants. *Plant Signaling & Behavior*, 10(11), e1049788. <https://doi.org/10.1080/15592324.2015.1049788>
- Khan, A., Numan, M., Khan, A. L., Lee, I. J., Imran, M., Asaf, S., & Al-Harrasi, A. (2020). Melatonin: Awakening the defense mechanisms during plant oxidative stress. *Plants*, 9(4), 407. <https://doi.org/10.3390/plants9040407>

- Khattak, W. A., Sun, J., Abbas, A., Hameed, R., Jalal, A., Niaz, N., ... & Wang, Y. (2023). Melatonin alleviating drought stress in plants: A review. *South African Journal of Botany*, 161, 192-201. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.08.003>
- Lafta, A. M., Eide, J. D., Khan, M. F., Finger, F. L., & Fugate, K. K. (2024). Severe Preharvest Drought Elevates Respiration and Storage Rot in Postharvest Sugarbeet Roots. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 210(4), e12718. <https://doi.org/10.1111/jac.12718>
- Lan, G., Shi, L., Lu, X., Liu, Z., & Sun, Y. (2021). Effects of dopamine on antioxidation, mineral nutrients, and fruit quality in cucumber under nitrate stress. *Journal of Plant Growth Regulation*, 1-12. <https://doi.org/10.1007/s00344-021-10484-2>
- Lemoine, R., Camera, S. L., Atanassova, R., Dédaldéchamp, F., Allario, T., Pourtau, N., ... & Durand, M. (2013). Source-to-sink transport of sugar and regulation by environmental factors. *Frontiers in plant science*, 4, 272. <https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00272>
- Li, H., Chang, J., Zheng, J., Dong, Y., Liu, Q., Yang, X., ... & Zhang, X. (2017). Local melatonin application induces cold tolerance in distant organs of *Citrullus lanatus* L. via long distance transport. *Scientific Reports*, 7(1), 40858. <https://doi.org/10.1038/srep40858>
- Liu, Q., Gao, T., Liu, W., Liu, Y., Zhao, Y., Liu, Y., ... & Li, C. (2020). Functions of dopamine in plants: a review. *Plant signaling & behavior*, 15(12), 1827782. <https://doi.org/10.1080/15592324.2020.1827782>
- Liu, Y., Xu, J., Lu, X., Huang, M., Yu, W., & Li, C. (2025). The role of melatonin in delaying senescence and maintaining quality in postharvest horticultural products. *Plant Biology*, 27(1), 3-17. <https://doi.org/10.1111/plb.13706>
- Lopes, A. S., Dias, T. J., de Oliveira, A. M., de França, J. G., de Moura, V. S., de Andrade, A. N., ... & Batista, D. S. (2024). Humic Acid-Salinity Interaction on Morphophysiological and Post-Harvest Characteristics of Red Beet. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 1-15. <https://doi.org/10.1007/s42729-024-02090-4>
- Luo, M. R. (2023). Cielab. In *Encyclopedia of color science and technology* (pp. 251-257). Cham: Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-89862-5_11
- Machado, D. F. S. P., Erismann, N. M., Boza, Y. E. Á. G., Gondim-Tomaz, R. M. A., Machado, E. C., & Ribeiro, R. V. O déficit hídrico modifica a descarboxilação nas células da bainha do feixe vascular e reduz a atividade carboxilase da Rubisco em cana-de-açúcar. *BioEnsaaios*, 2, e024003-e024003. <https://doi.org/10.20396/bioe.v2i00.18641>
- Mahmoud, E. S. A., Hassanin, M. A., Borham, T. I., & Emara, E. I. (2018). Tolerance of some sugar beet varieties to water stress. *Agricultural Water Management*, 201, 144-151. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2018.01.024>
- Malhi, G. S., Kaur, M., & Kaushik, P. (2021). Impact of climate change on agriculture and its mitigation strategies: A review. *Sustainability*, 13(3), 1318. <https://doi.org/10.3390/su13031318>

- Mukherjee, A., Dwivedi, S., Bhagavatula, L., & Datta, S. (2023). Integration of light and ABA signaling pathways to combat drought stress in plants. *Plant cell reports*, 42(5), 829-841. <https://doi.org/10.1007/s00299-023-02999-7>
- Ozturk, M., Turkeyilmaz Unal, B., García-Caparrós, P., Khursheed, A., Gul, A., & Hasanuzzaman, M. (2021). Osmoregulation and its actions during the drought stress in plants. *Physiologia plantarum*, 172(2), 1321-1335. <https://doi.org/10.1111/ppl.13297>
- Paciolla, C., Fortunato, S., Dipierro, N., Paradiso, A., De Leonardis, S., Mastropasqua, L., & De Pinto, M. C. (2019). Vitamin C in plants: from functions to biofortification. *Antioxidants*, 8(11), 519. <https://doi.org/10.3390/antiox8110519>
- Parkash, V., & Singh, S. (2020). A review on potential plant-based water stress indicators for vegetable crops. *Sustainability*, 12(10), 3945. <https://doi.org/10.3390/su12103945>
- Pelagio-Flores, R., Ortiz-Castro, R., Méndez-Bravo, A., Macías-Rodríguez, L., & López-Bucio, J. (2011). Serotonin, a tryptophan-derived signal conserved in plants and animals, regulates root system architecture probably acting as a natural auxin inhibitor in *Arabidopsis thaliana*. *Plant and Cell Physiology*, 52(3), 490-508. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcr006>
- Pelagio-Flores, R., & López-Bucio, J. (2020). Serotonin Control of Root Growth via ROS and Hormone Signaling. *Neurotransmitters in Plant Signaling and Communication*, 93-105. https://doi.org/10.1007/978-3-030-54478-2_5
- Pelagio-Flores, R., Ruiz-Herrera, L. F., & López-Bucio, J. (2016). Serotonin modulates *Arabidopsis* root growth via changes in reactive oxygen species and jasmonic acid–ethylene signaling. *Physiologia plantarum*, 158(1), 92-105. <https://doi.org/10.1111/ppl.12429>
- Qiao, M., Hong, C., Jiao, Y., Hou, S., & Gao, H. (2024). Impacts of drought on photosynthesis in major food crops and the related mechanisms of plant responses to drought. *Plants*, 13(13), 1808. <https://doi.org/10.3390/plants13131808>
- R Core Team. (2024). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>
- Rademacher, W. (2015). Plant growth regulators: backgrounds and uses in plant production. *Journal of plant growth regulation*, 34, 845-872. <https://doi.org/10.1007/s00344-015-9541-6>
- Rawat, N., Singla-Pareek, S. L., & Pareek, A. (2021). Membrane dynamics during individual and combined abiotic stresses in plants and tools to study the same. *Physiologia Plantarum*, 171(4), 653-676. <https://doi.org/10.1111/ppl.13217>
- Raza, A., Salehi, H., Rahman, M. A., Zahid, Z., Madadkar Haghjou, M., Najafi-Kakavand, S., ... & Zhuang, W. (2022). Plant hormones and neurotransmitter interactions mediate antioxidant defenses under induced oxidative stress in plants. *Frontiers in Plant Science*, 13, 961872. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.961872>
- Rehaman, A., Mishra, A. K., Ferdose, A., Per, T. S., Hanief, M., Jan, A. T., & Asgher, M. (2021). Melatonin in plant defense against abiotic stress. *Forests*, 12(10), 1404. <https://doi.org/10.3390/f12101404>

- Roy, Parth Sarathi et al. Roy, P. S., Ramachandran, R. M., Paul, O., Thakur, P. K., Ravan, S., Behera, M. D., ... & Kanawade, V. P. (2022). Anthropogenic land use and land cover changes—A review on its environmental consequences and climate change. *Journal of the Indian Society of Remote Sensing*, 50(8), 1615-1640. <https://doi.org/10.1007/s12524-022-01569-w>
- Sabagh, A. E., Mbarki, S., Hossain, A., Iqbal, M. A., Islam, M. S., Raza, A., ... & Farooq, M. (2021). Potential role of plant growth regulators in administering crucial processes against abiotic stresses. *Frontiers in Agronomy*, 3, 648694. <https://doi.org/10.3389/fagro.2021.648694>
- Saharan, R., Pattanayak, S., Poorvasandhya, R., Singh, J., Lal, P., Altaf, M. A., ... & Kumar, R. (2024). Mechanistic concepts of multifaceted roles of neurotransmitters like signalling molecules in plant responses to biotic stress. *The Botanical Review*, 1-25. <https://doi.org/10.1007/s12229-024-09306-3>
- Saleem, A., Anwar, S., Nawaz, T., Fahad, S., Saud, S., Ur Rahman, T., ... & Nawaz, T. (2024). Securing a sustainable future: the climate change threat to agriculture, food security, and sustainable development goals. *Journal of Umm Al-Qura University for Applied Sciences*, 1-17. <https://doi.org/10.1007/s43994-024-00177-3>
- Santos, S. K., da Silva Gomes, D., Dos Santos, L. W. O., de Azevedo Soares, V., Dantas, E. F. O., Henschel, J. M., & Batista, D. S. (2023). Exogenous carnitine mitigates the deleterious effects of mild-water stress on arugula by modulating morphophysiological responses. *Journal of Plant Growth Regulation*, 42(7), 4073-4082. <https://doi.org/10.1007/s00344-022-10868-y>
- Savanović, M. M., Armaković, S. J., Bilić, A., Kalajdžić, M., Kalajdžić, J., Ivanišević, D., ... & Armaković, S. (2023). Exploring the influence of structural characteristics on the stability of bioregulators in natural environmental conditions. *Journal of Molecular Structure*, 1289, 135908. <https://doi.org/10.1016/j.molstruc.2023.135908>
- Seleiman, M. F., Al-Suhaibani, N., Ali, N., Akmal, M., Alotaibi, M., Refay, Y., ... & Battaglia, M. L. (2021). Drought stress impacts on plants and different approaches to alleviate its adverse effects. *Plants*, 10(2), 259. <https://doi.org/10.3390/plants10020259>
- Shahani, A. A., Abbas, A., Siddiqui, J. A., Ullah, S., Hameed, R., Cheng, T., ... & Farooq, T. H. (2023). Opportunities and challenges in mitigating nutrient stress in plants via melatonin-mediated signaling pathways. *South African Journal of Botany*, 161, 607-616. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.08.057>
- Sheshma, S. K., Kumar, A., & Singh, H. (2024). Role of bioregulators in abiotic Stress. *Challenges in the Green World: Abiotic Stress and Plants*, 133-152. ISBN: 978-93-5899-851-1
- Silva, A. O., Silva, Ê. F., Bassoi, L. H., & Klar, A. E. (2015). Desenvolvimento de cultivares de beterraba sob diferentes tensões da água no solo. *Horticultura Brasileira*, 33, 12-18.
- Silva, F. G. D., Dutra, W. F., Dutra, A. F., Oliveira, I. M. D., Filgueiras, L., & Melo, A. S. D. (2015). Trocas gasosas e fluorescência da clorofila em plantas de berinjela sob lâminas de irrigação. *Revista brasileira de engenharia agrícola e ambiental*, 19, 946-952. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v19n10p946-952>

- Song, R., Ritonga, F. N., Yu, H., Ding, C., & Zhao, X. (2022). Plant melatonin: Regulatory and protective role. *Horticulturae*, 8(9), 810. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8090810>
- Stagnari, F., Galieni, A., Specia, S., & Pisante, M. (2014). Water stress effects on growth, yield and quality traits of red beet. *Scientia Horticulturae*, 165, 13-22. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.10.026>
- Turner, N. C. (2018). Turgor maintenance by osmotic adjustment: 40 years of progress. *Journal of experimental botany*, 69(13), 3223-3233. <https://doi.org/10.1093/jxb/ery181>
- Wahab, A., Abdi, G., Saleem, M. H., Ali, B., Ullah, S., Shah, W., ... & Marc, R. A. (2022). Plants' physio-biochemical and phyto-hormonal responses to alleviate the adverse effects of drought stress: A comprehensive review. *Plants*, 11(13), 1620. <https://doi.org/10.3390/plants11131620>
- Wan, J., Zhang, P., Sun, L., Li, S., Wang, R., Zhou, H., ... & Xu, J. (2018). Involvement of reactive oxygen species and auxin in serotonin-induced inhibition of primary root elongation. *Journal of Plant Physiology*, 229, 89-99. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2018.07.004>
- Waterhouse, A. L. (2002). Determination of total phenolics. *Current protocols in food analytical chemistry*, 6(1), 11-1.
- Wellburn, A. R. (1994). The spectral determination of chlorophylls a and b, as well as total carotenoids, using various solvents with spectrophotometers of different resolution. *Journal of plant physiology*, 144(3), 307-313. [https://doi.org/10.1016/S0176-1617\(11\)81192-2](https://doi.org/10.1016/S0176-1617(11)81192-2)
- Wu, L., Zheng, Y., Liu, S., Jia, X., & Lv, H. (2023). Response of *Ammodendron bifolium* seedlings inoculated with AMF to drought stress. *Atmosphere*, 14(6), 989. <https://doi.org/10.3390/atmos14060989>
- Yang, M., Chen, L., Wang, J., Msigwa, G., Osman, A. I., Fawzy, S., ... & Yap, P. S. (2023). Circular economy strategies for combating climate change and other environmental issues. *Environmental Chemistry Letters*, 21(1), 55-80. <https://doi.org/10.1007/s10311-022-01499-6>
- Yang, X., Lu, M., Wang, Y., Wang, Y., Liu, Z., & Chen, S. (2021). Response mechanism of plants to drought stress. *Horticulturae*, 7(3), 50. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7030050>
- Yang, Y., Tilman, D., Jin, Z., Smith, P., Barrett, C. B., Zhu, Y. G., ... & Zhuang, M. (2024). Climate change exacerbates the environmental impacts of agriculture. *Science*, 385(6713), eadn3747. <https://doi.org/10.1126/science.adn3747>
- Yemn, E. W., & Willis, A. J. (1954). The estimation off carbohydrate in plant extracts by antrone. *Bioch. J*, 57, 504-514.
- Yolcu S, Alavilli H, Ganesh P, Panigrahy M, Song K (2021) Salt and drought stress responses in cultivated beets (*Beta vulgaris* L.) and wild beet (*Beta maritima* L.). *Plants* 10:1843. <https://doi.org/10.3390/plants10091843>
- Yuan, X., Li, S., Chen, J., Yu, H., Yang, T., Wang, C., ... & Ao, X. (2024). Impacts of global climate change on agricultural production: a comprehensive review. *Agronomy*, 14(7), 1360. <https://doi.org/10.3390/agronomy14071360>

- Zafar, S., Shah, A. A., Ashraf, M. A., Rasheed, R., Muddasar, M., Khan, I. M., ... & Iqbal, R. (2024). Plant Growth Under Extreme Climatic Conditions. In *Environment, Climate, Plant and Vegetation Growth* (pp. 133-178). Cham: Springer Nature Switzerland. https://doi.org/10.1007/978-3-031-69417-2_5
- Zhang, Z. J., Zhang, J., Tang, Z. W., Wang, Y. P., Gao, T. T., Liu, X. M., & Chao, L. I. (2022). Tissue distribution and changes in dopamine during development and stress responses in *Malus* germplasm. *Journal of Integrative Agriculture*, 21(3), 710-724. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63590-0](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63590-0)
- Zhao, X., Lin, S., Yu, S., Zhang, Y., Su, L., Geng, L., ... & Jiang, X. (2024). Exogenous calcium enhances the physiological status and photosynthetic capacity of rose under drought stress. *Horticultural Plant Journal*, 10(3), 853-865. <https://doi.org/10.1016/j.hpj.2023.01.010>
- Zhou, H., Zhou, G., He, Q., Zhou, L., Ji, Y., & Zhou, M. (2020). Environmental explanation of maize specific leaf area under varying water stress regimes. *Environmental and Experimental Botany*, 171, 103932. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2019.103932>
- Zulfiqar, F., & Ashraf, M. (2021). Bioregulators: unlocking their potential role in regulation of the plant oxidative defense system. *Plant Molecular Biology*, 105, 11-41. <https://doi.org/10.1007/s11103-020-01077-w>
- Zuo, Z., Sun, L., Wang, T., Miao, P., Zhu, X., Liu, S., ... & Li, X. (2017). Melatonin improves the photosynthetic carbon assimilation and antioxidant capacity in wheat exposed to nano-ZnO stress. *Molecules*, 22(10), 1727. <https://doi.org/10.3390/molecules22101727>

ANEXO A – Tabela do resumo da ANOVA

Variáveis	Biorregulador (B)	Irrigação (I)	B x I	CV (%)
Extravasamento de eletrólitos	0.000490937	0.000260613	0.047193713	7.75
Clorofila a	0.197785599	0.006469000	0.421177158	15.25
Clorofila b	0.532259181	0.009637375	0.495609902	16.20
Carotenoides	0.430215463	0.005592522	0.246697071	17.29
Conteúdo relativo de água	0.008068202	0.000000091	0.010618131	2.69
Diâmetro de raiz	0.164441484	0.000004584	0.901294788	9.26
Área foliar	0.148838875	0.000002400	0.504562192	17.31
Área foliar específica	0.000038010	0.000009893	0.030526507	10.96
Massa fresca folhas e pecíolo	0.793468465	0.000000001	0.867383748	20.50
Massa seca folhas e pecíolo	0.102124080	0.000000000	0.244611088	15.49
Massa fresca raiz	0.341944931	0.000000000	0.100268678	24.28
Massa seca raiz	0.277491642	0.000009343	0.823212538	34.55
Teor total de água folhas	0.017297578	0.000894070	0.762582849	0.83
Teor total de água raiz	0.050076490	0.000786520	0.055196120	2.40
Fração de massa folhas e pecíolo	0.036231250	0.352167770	0.774650300	13.55
Fração de massa raiz	0.036231250	0.352167770	0.774650300	12.64
Relação parte aérea/raiz	0.028900000	0.470700000	0.722300000	25.90
Ci	0.467218965	0.009031363	0.226765718	27.97
gS	0.108868270	0.022473570	0.328713830	36.88
VPD	0.314099010	0.017453050	0.496421780	11.48
A	0.029215970	0.245970230	0.033783790	34.22
E	0.193453520	0.069485450	0.198073120	31.16
A/Ci	0.101104230	0.053273600	0.098954270	23.08
A/gS	0.784123082	0.003882044	0.290825614	25.02
WUE	0.483042120	0.025527480	0.148095740	48.45
Aci. Titulável	0.065769	0.342297	0.316440	17.77
pH	0.576167	0.863558	0.649890	1.92
Sólidos solúveis	0.026514	0.000520	0.018581	9.55
SS/AT	0.777359	0.330021	0.055408	18.67
Vitamina C	0.784500	0.146568	0.039648	15.03
Açúcares totais	0.000003	0.369802	0.000771	17.22
Compostos fenólicos	0.030202	0.404495	0.023034	14.24
Flavonoides	0.497574	0.284150	0.549347	21.50
Firmeza	0.088712	0.019244	0.031198	9.40
a* casca	0.027120	0.030102	0.009395	11.80
a* polpa	0.447600	0.829700	0.367700	6.00
b* casca	0.194500	0.262400	0.378600	30.50
b* polpa	0.401600	0.335100	0.940500	40.10
L* casca	0.131300	0.121700	0.364900	20.10
L* polpa	0.633400	0.195200	0.459800	9.60
Croma casca	0.082530	0.046650	0.031210	12.60

Croma polpa	0.643900	0.491600	0.718000	9.70
Hue casca	0.013010	0.034440	0.272350	0.60
Hue polpa	0.914300	0.063900	0.706700	0.70
ΔE casca	0.281500	0.948300	0.331500	29.00
ΔE polpa	0.019460	0.839080	0.918710	29.30

ANEXO B – Tabela do resumo do teste de Dunnett

Contrastes	F0	Fm	Fv/Fm	O	I	S	A	J	P	Tm
Ctrl*DS - Ctrl*WW	0.3077	0.0134	0.9918	0.2503	0.0255	0.1736	1	0.6996	0.0009	0.9263
Dopa*DS - Ctrl*WW	0.495	0.0093	0.7612	0.8967	0.2232	0.9133	0.684	0.944	0.1757	0.9957
Mel*DS - Ctrl*WW	0.3003	0.0246	1	0.2314	0.0118	0.007	0.4924	0.1422	0.0001	0.5664
Sero*DS - Ctrl*WW	0.3305	0.0126	0.9807	0.8967	0.9647	0.9948	0.981	1	0.854	0.9981
Dopa*WW - Ctrl*WW	0.0323	0.0036	0.902	0.4635	0.5229	0.0617	1	0.4592	0.0007	0.942
Mel*WW - Ctrl*WW	0.0072	0.0486	0.0107	0.9894	0.6126	0.2559	0.1587	0.9941	0.0016	0.6783
Sero*WW - Ctrl*WW	0.2518	0.0118	0.999	0.6891	0.8198	0.014	0.7209	0.0805	0.0001	0.9759

ANEXO C – Temperatura e umidade relativa aferidas durante a execução do experimento

