



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA/FITOTECNIA**

**JORGE BRAGA RIBEIRO JUNIOR**

**PÓS-COLHEITA E ANTIOXIDANTES DE TÚBERAS DE BATATA-DOCE  
PROVENIENTES DE MUDAS MICROPROPAGADAS COM SELÊNIO**

**FORTALEZA**

**2025**

JORGE BRAGA RIBEIRO JUNIOR

PÓS-COLHEITA E ANTIOXIDANTES DE TÚBERAS DE BATATA-DOCE  
PROVENIENTES DE MUDAS MICROPROPAGADAS COM SELÊNIO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Marcelo de Almeida Guimarães

FORTALEZA  
2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal do Ceará  
Sistema de Bibliotecas  
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

R369p Ribeiro Junior, Jorge Braga.

Pós-colheita e Antioxidantes de Túberas de Batata-doce Provenientes de Mudas Micropagadas com Selênio / Jorge Braga Ribeiro Junior. – 2025.  
61 f. : il. color.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Fitotecnia), Fortaleza, 2025.  
Orientação: Prof. Dr. Marcelo de Almeida Guimarães.

1. Selenato de sódio. 2. Selenito de sódio. 3. Ipomoea batatas L.. 4. Micropagação. 5. Superóxido dismutase. I. Título.

CDD 630

---

JORGE BRAGA RIBEIRO JUNIOR

PÓS-COLHEITA E ANTIOXIDANTES DE TÚBERAS DE BATATA-DOCE  
PROVENIENTES DE MUDAS MICROPROPAGADAS COM SELÊNIO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Produção Vegetal.

Aprovada em 20 de fevereiro de 2025.

BANCA EXAMINADORA

---

Prof. Dr. Marcelo de Almeida Guimarães (Orientador)  
Universidade Federal do Ceará (UFC)

---

Profa. Dra. Luciana de Siqueira Oliveira  
Universidade Federal do Ceará (UFC)

---

Profa. Dra. Gabrielen de Maria Gomes Dias  
Universidade Federal do Ceará (UFC)

À minha filha, minha maior e mais pura fonte de felicidade. À minha mãe Regina e ao meu pai Jorge pelo apoio incondicional. À minha companheira Lailla, pelo amor e apoio constante. Aos meus avós, Francisco Carlos e Jorge Filho (*in memoriam*) com muito amor e saudade. Aos professores do departamento de fitotecnia, em especial Prof. Marcelo, pelo suporte em minha jornada.

## AGRADECIMENTOS

Aos meus pais Ana Regina e Jorge Braga Neto, não tenho palavras para transmitir meus sentimentos, tudo que eu escreva ou fale parece pouco. Obrigado pai, obrigado mãe por terem sido minha base para tudo aquilo que sou e serei. Agradeço por todo o amor que recebo de vocês, por todo dia batalharem permitindo que eu siga meus sonhos, por nunca medirem esforços e renúncias para que eu chegassem aonde estou.

À Lailla, minha companheira, que sempre me deu suporte em tudo. Obrigado por compartilhar seus momentos comigo.

Ao Professor Dr. Marcelo de Almeida Guimarães, por todo o conhecimento transmitido, reflexões e críticas que me ajudam a crescer.

À Professora Dra. Gabrielen de Maria Gomes Dias, por sempre depositar confiança na minha capacidade, por sua dedicação à profissão, por sua paciência em me fazer aprender sempre me incentivando a crescer.

À minha família, avós, tias e tios, que me acompanharam durante toda a jornada, sempre com muito amor, carinho e incentivo.

Aos colegas do Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais e do NEON, por todas as contribuições e compartilhamento de conhecimentos.

À Professora Dra. Maria Raquel Alcântara de Miranda e às doutorandas Camila Tomé e Izabella Maria por todo o suporte e acolhimento no Laboratório de Bioquímica e Fisiologia Pós-Colheita.

À Professora Dra. Luciana de Siqueira por todo o apoio, suporte e orientação fundamentais para a execução das análises do experimento.

À Professora Dra. Lucicleia Barros por toda a disponibilidade de suporte técnico nas dependências do Laboratório de Frutos Tropicais.

À técnica Ma. Liana Flor por toda sua disponibilidade, apoio e acolhimento no Laboratório de Frutos Tropicais.

À querida “Dona Kika” por todo seu carinho, “cafezinhos” e conversas de fim de tarde.

À Universidade Federal do Ceará, bem como todos os professores por todo o conhecimento partilhado ao longo desses anos.

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

## RESUMO

A batata-doce (*Ipomoea batatas* L.) é uma cultura de grande importância para a segurança alimentar global. Sua propagação é feita, tradicionalmente, de forma vegetativa por meio de ramos ou túberas. No entanto, esse método pode disseminar doenças virais, afetando negativamente a produtividade. Como alternativa, a cultura de tecidos (CT) permite a produção rápida e em larga escala de mudas com alta qualidade agronômica e sanitária. Contudo, a adaptação ao ambiente ex vitro, representa um desafio, devido à suscetibilidade ao estresse biótico e abiótico, o que leva à alta taxa de mortalidade. Nesse contexto, o uso de selênio (Se) em meios de cultivo tem se mostrado promissor por estimular a síntese de compostos antioxidantes, promovendo o crescimento e aumentando a resistência das plantas. No entanto, o Se possui uma faixa estreita de concentração entre o benefício e a toxicidade, podendo ser prejudicial em doses elevadas. Assim, é essencial avaliar cuidadosamente a fonte e a dosagem utilizadas, considerando as especificidades da espécie vegetal. Este estudo teve como objetivo avaliar a qualidade pós-colheita, os compostos antioxidantes não enzimáticos e a atividade de enzimas antioxidantes em túberas de batata-doce provenientes de mudas micropropagadas em meio MS suplementado com diferentes concentrações de selenato e selenito de sódio (5,0; 10,0; 15,0; 20,0 e 25,0 µM). As mudas da cultivar Campina foram cultivadas in vitro, aclimatadas em casa de vegetação e transplantadas para sacos com mistura de terra, areia e substrato. As túberas foram colhidas aos 145 dias após o transplantio, processadas e armazenadas a -80 °C para análises. Os tratamentos com Se, exceto a concentração de 25 µM, resultaram em túberas mais firmes. A concentração de sólidos solúveis foi maior entre 15 a 25 µM de selenato e 25 µM de selenito. A acidez titulável aumentou com 20 µM de ambas as fontes. O índice de maturação foi maior no controle e com 25 µM, e menor nas outras concentrações de selenato. Os teores de açúcares redutores, açúcares totais e proteínas foram influenciados pelas diferentes concentrações, com destaque para o selenito, que promoveu aumento em todas as doses. Os compostos antioxidantes como ácido ascórbico e fenóis totais, assim como as enzimas SOD, CAT e APX, apresentaram maior atividade com 20 µM de selenato ou selenito de sódio. Conclui-se que a adição de 20 µM de selenato ou selenito no meio de cultura favorece a produção de túberas com melhor qualidade pós-colheita e maior atividade antioxidante, contribuindo para o sucesso da micropropagação da batata-doce.

**Palavras-chave:** catalase; fenólicos; *Ipomoea batatas* L.; micropropagação; selenato de sódio; selenito de sódio; superóxido dismutase.

## ABSTRACT

Sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) is a crop of great importance for global food security. It is traditionally propagated vegetatively through vines or tubers. However, this method can spread viral diseases, negatively affecting productivity. As an alternative, tissue culture (TC) allows rapid and large-scale production of seedlings with high agronomic and sanitary quality. However, adaptation to the ex vitro environment represents a challenge due to susceptibility to biotic and abiotic stress, which leads to high mortality rates. In this context, the use of selenium (Se) in culture media has shown promise by stimulating the synthesis of antioxidant compounds, promoting growth and increasing plant resistance. However, Se has a narrow concentration range between benefit and toxicity, and can be harmful in high doses. Therefore, it is essential to carefully evaluate the source and dosage used, considering the specificities of the plant species. This study aimed to evaluate the postharvest quality, non-enzymatic antioxidant compounds and antioxidant enzyme activity in sweet potato tubers from micropropagated seedlings in MS medium supplemented with different concentrations of sodium selenate and selenite (5.0, 10.0, 15.0, 20.0 and 25.0  $\mu\text{M}$ ). The seedlings of the Campina cultivar were grown in vitro, acclimated in a greenhouse and transplanted into bags with a mixture of soil, sand and substrate. The tubers were harvested 145 days after transplanting, processed and stored at -80 °C for analysis. Se treatments, except the 25  $\mu\text{M}$  concentration, resulted in firmer tubers. The concentration of soluble solids was higher between 15 and 25  $\mu\text{M}$  selenate and 25  $\mu\text{M}$  selenite. Titratable acidity increased with 20  $\mu\text{M}$  of both sources. The maturation index was higher in the control and with 25  $\mu\text{M}$ , and lower in the other concentrations of selenate. The levels of reducing sugars, total sugars and proteins were influenced by the different concentrations, with emphasis on selenite, which promoted an increase in all doses. Antioxidant compounds such as ascorbic acid and total phenols, as well as the enzymes SOD, CAT and APX, showed greater activity with 20  $\mu\text{M}$  of selenate or sodium selenite. It is concluded that the addition of 20  $\mu\text{M}$  of selenate or selenite in the culture medium favors the production of tubers with better post-harvest quality and greater antioxidant activity, contributing to the success of sweet potato micropropagation.

**Keywords:** catalase; phenolics; *Ipomoea batatas* L.; micropropagation; sodium selenate; sodium selenite; superoxide dismutase.

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Propriedades fisico-químicas do solo utilizado no experimento .....	26
Tabela 2 – Parâmetros (PAR) de Firmeza (FIR, N- Newton), sólidos solúveis (SS, ° Brix), acidez titulável (AT, %), índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade (TU, %), teor de cinzas (TC, %), teor de proteínas (PRT, %), açúcares totais (AcT, %) e açúcares redutores (AcR, %) de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_4$ ) em diferentes concentrações .....	34
Tabela 3 – Parâmetros (PAR) de Firmeza (FIR, N- Newton), sólidos solúveis (SS, ° Brix), acidez titulável (AT, %), índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade (TU, %), teor de cinzas (TC, %), teor de proteínas (PRT, %), açúcares totais (AcT, %) e açúcares redutores (AcR, %) de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ) em diferentes concentrações .....	36
Tabela 4 – Parâmetros (PAR) ácido ascórbico (AA, mg de ácido ascórbico 100g de polpa <sup>-1</sup> ), fenólicos totais (PET, mg equivalentes de ácido gálico 100g de polpa <sup>-1</sup> ), dismutase do superóxido (SOD, UA mg proteína <sup>-1</sup> ), catalase [CAT, $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 (\text{mg proteína min})^{-1}$ ] e ascorbato peroxidase [APX, $\mu\text{mol ascorbato} (\text{mg proteína min})^{-1}$ ] de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_4$ ) em diferentes concentrações .....	37
Tabela 5 – Parâmetros (PAR) ácido ascórbico (AA, mg de ácido ascórbico 100g de polpa <sup>-1</sup> ), fenólicos totais (PET, mg equivalentes de ácido gálico 100g de polpa <sup>-1</sup> ), dismutase do superóxido (SOD, UA mg proteína <sup>-1</sup> ), catalase [CAT, $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 (\text{mg proteína min})^{-1}$ ] e ascorbato peroxidase [APX, $\mu\text{mol ascorbato} (\text{mg proteína min})^{-1}$ ] de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ) em diferentes concentrações .....	38

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO GERAL .....</b>	<b>09</b>
<b>2</b>	<b>CAPÍTULO 1 – REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>12</b>
<b>2.1</b>	<b>Batata-doce .....</b>	<b>12</b>
<b>2.2</b>	<b>Selênio .....</b>	<b>14</b>
<b>2.3</b>	<b>Selênio na agricultura .....</b>	<b>16</b>
<b>2.4</b>	<b>Produção de mudas in vitro .....</b>	<b>18</b>
<b>2.5</b>	<b>Influência do selênio na atividade de enzimas antioxidantes, pós-colheita e tolerância ao estresse .....</b>	<b>18</b>
<b>3</b>	<b>CAPÍTULO 2 – PÓS-COLHEITA E ANTIOXIDANTES DE TÚBERAS DE BATATA-DOCE PROVENIENTES DE MUDAS MICROPROPAGADAS COM SELÊNIO .....</b>	<b>22</b>
<b>3.1</b>	<b>Introdução .....</b>	<b>23</b>
<b>3.2</b>	<b>Material e métodos .....</b>	<b>24</b>
<b>3.2.1</b>	<b><i>Produção de mudas de batata-doce in vitro em meio MS suplementado com selênio .....</i></b>	<b>24</b>
<b>3.2.2</b>	<b><i>Aclimatação, cultivo ex vitro e produção das tûberas de batata-doce .....</i></b>	<b>25</b>
<b>3.2.3</b>	<b><i>Colheita, transporte e processamento das polpas de tûberas de batata-doce .....</i></b>	<b>26</b>
<b>3.2.4</b>	<b><i>Análises Pós-colheita .....</i></b>	<b>27</b>
<b>3.2.5</b>	<b><i>Composição química .....</i></b>	<b>29</b>
<b>3.2.6</b>	<b><i>Metabolismo antioxidant .....</i></b>	<b>31</b>
<b>3.2.7</b>	<b><i>Delineamento experimental e análise estatística .....</i></b>	<b>34</b>
<b>3.3</b>	<b>Resultados .....</b>	<b>34</b>
<b>3.4</b>	<b>Discussão .....</b>	<b>41</b>
<b>3.5</b>	<b>Conclusão .....</b>	<b>44</b>
	<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>46</b>

## 1 INTRODUÇÃO GERAL

A batata-doce (*Ipomoea batatas* L.) é uma hortaliça essencial para a segurança alimentar mundial, com produção de 91,95 milhões de toneladas em 2020 (Faostat, 2020). O Brasil, 16º maior produtor, colheu 805,4 mil toneladas em 57,3 mil hectares, gerando R\$ 886,6 milhões de reais em 2019 (IBGE, 2021). O consumo de batata-doce no Brasil aumentou de 0,9 kg ano<sup>-1</sup> pessoa<sup>-1</sup> em 2008-2009 para 2,4 kg ano<sup>-1</sup> pessoa<sup>-1</sup> em 2017-2018. O Nordeste lidera o consumo (4,7 kg ano<sup>-1</sup> pessoa<sup>-1</sup>), seguido pelo Sul (2,9 kg ano<sup>-1</sup> pessoa<sup>-1</sup>) (Campos; Pilon; Melo, 2021). Apesar da importância da batata-doce, sua produtividade média (14,1 t ha<sup>-1</sup>), no Brasil, fica abaixo do potencial da cultura e de países como o Senegal (40,4 t ha<sup>-1</sup>).

O aumento da produtividade da batata-doce depende de investimentos feitos em melhoramento genético e pesquisas que resultem em novos cultivares e manejos que proporcionem alto desempenho e qualidade de tuberas (Andrade Júnior *et al.*, 2016; Vendrame *et al.*, 2022; Zeist *et al.*, 2022). No Brasil, 68% dos produtores utilizam mudas produzidas na própria propriedade e apenas 16% compram suas mudas. A constante propagação vegetativa favorece a disseminação de doenças de origem viral, presentes nas plantas matrizes infectadas, reduzindo a produtividade da cultura (Clark *et al.*, 2012; Furlaneto; Firetti; Montes, 2012).

A consolidação de protocolos de micropopulação vegetal para a obtenção de mudas de boa qualidade fitossanitária e agronômica, após a aclimatação, é fundamental para o aumento da produtividade brasileira. A transferência de plantas in vitro para condições ex vitro induz estresses bióticos e abióticos (microbiota do solo, baixa umidade, flutuações de calor e alta intensidade luminosa), que resultam em perdas produtivas (Chandra *et al.*, 2010). Estes estresses, na prática, limitam a aplicação da cultura de tecidos vegetais através da micropopulação (Asayesh *et al.*, 2017). Novos meios de cultivo in vitro são desenvolvidos para melhorar a qualidade das plantas para que resistam aos estresses causados no processo de aclimatação e não tenham seu ciclo produtivo estendido ou prejudicado devido à demora ou problemas no estabelecimento das mudas ex vitro (Rady *et al.*, 2020).

O selênio (Se) tem sido citado como agente atenuante do estresse abiótico em plantas, induzindo à síntese de compostos de enxofre e nitrogênio, estimulando a atividade e produção de enzimas antioxidantes que removem espécies reativas de oxigênio (EROs) e radicais livres (Chu *et al.*, 2013). Sua suplementação via solução nutritiva também é uma estratégia que melhora o rendimento e a qualidade do produto colhido (Du *et al.*, 2019). Pesquisadores identificaram que o fornecimento adequado de Se, além de aumentar seu conteúdo nas plantas, estimula o crescimento e desenvolvimento, aumenta a resistência e a

capacidade antioxidante em plantas sob estresse hídrico, salino e térmico (Karimi *et al.*, 2020; Zhou *et al.*, 2020). Porém, concentração de Se acima de um nível considerado adequado, pode causar prejuízos com fitotoxicidade e superdosagem em humanos, o que preocupa pesquisadores e agricultores (Yan *et al.*, 2021).

O Se é um mineral biologicamente benéfico. Seu papel é importante e essencial em muitos organismos vivos, incluindo humanos, mas a essencialidade de Se, em plantas, ainda não é comprovada (Peng *et al.*, 2020; Sotoodehnia-Korani *et al.*, 2020). O Se participa de muitos processos fisiológicos e bioquímicos em plantas, é amplamente conhecido e usado por sua capacidade de modular sistemas antioxidantes em organismos e estimular o crescimento de plantas (Niu *et al.*, 2020). In vitro, sua suplementação em plântulas também estimula o crescimento e aumenta a tolerância ao estresse, principalmente durante a aclimatação, fase ex vitro (Ngan *et al.*, 2020).

O Se é fornecido às plantas em duas formas de compostos, selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ) ou selenato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_4$ ) (Józwiak; Politycka, 2019). O efeito do Se no crescimento e metabolismo das plantas é dependente da dose. Em baixas concentrações o Se estimula o crescimento e a eliminação de radicais livres e EROs, aumenta a eficiência do uso de nutrientes minerais e inibe a absorção de metais pesados (Feng *et al.*, 2021). Em altas doses, o Se tem efeitos pró-oxidativos que o torna tóxico, diminuindo a síntese de proteínas, crescimento, causa cloroze, necrose e morte prematura (Hartikainen; Xue; Piironen, 2000; Jia *et al.*, 2018).

Na aplicação direta em campo, a suplementação com Se, além de aumentar o seu conteúdo nas plantas, melhorou a capacidade antioxidante em frutos e grãos (Wu *et al.*, 2020; Sabatino *et al.*, 2021). No cultivo de tomate, o número e o peso dos frutos foram maiores após a aplicação de solução com  $0,5 \text{ mg L}^{-1}$  de Se, a firmeza dos frutos aumentou com o crescimento de seus níveis e induziu a produção de compostos fenólicos (Xue; Hartikainen; Piironen, 2001; Lee *et al.*, 2007; Castillo-Godina; Foroughbakhch-Pournavab; Benavides-Mendoza, 2016). Os compostos fenólicos capturam radicais livres, protegem as plantas de estresses abióticos e inibem a peroxidação lipídica (Chauhan *et al.*, 2017). Em outra pesquisa com frutos de tomate, a suplementação com Se promoveu também o aumento de flavonoides, chalcona, kaempferol e naringenina, e diminuição do teor de ácido cinâmico, o que atrasou a senescência e estendeu o período produtivo das plantas (Puccinelli; Malorgio; Pezzarossa, 2017). Também foi observado atraso no amadurecimento de frutos de tomate, através da redução dos níveis de metionina, um precursor na biossíntese do etileno (D'Amato *et al.*, 2020).

Devido ao potencial benéfico do Se, estudos com micropropagação de batata-doce e sua suplementação em meio de cultura, com o objetivo de se determinar o limiar de toxicidade, efeitos na viabilidade das mudas, e crescimento e desenvolvimento de plântulas in vitro, foram realizados previamente e estão em fase de publicação. Neste projeto, foi dada continuidade a esta investigação científica, com as mudas micropropagadas in vitro, sendo aclimatadas e cultivadas em casa de vegetação até a colheita de suas tûberas, que foram avaliadas quanto à pós-colheita e metabolismo antioxidante.

## 2 CAPÍTULO 1 – REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Batata-doce

A batata-doce é uma planta da família Convolvulaceae (Roullier *et al.*, 2013). Originária da América Central e do Sul, em países como Colômbia, Equador, Guatemala e Peru (Miranda, 1989). No Brasil a batata-doce é uma das hortaliças mais cultivadas ocorrendo em todo o território, com maior destaque para as regiões Sul e Nordeste (Marques *et al.*, 2018). A produtividade média da batata-doce no Brasil é limitada por práticas de manejo inadequadas, mesmo com uma produção anual de 805 mil toneladas (IBGE, 2021). A importância econômica e social dessa cultura se deve, principalmente, à facilidade de cultivo, ampla adaptação climática e expressiva variabilidade genética (Silva; Vendrame; Amaro, 2019).

Na região nordeste, a produtividade de batata-doce é de 10 a 15 t ha<sup>-1</sup>, mais baixa do que os 15 a 20 t ha<sup>-1</sup> observada no centro-oeste e sudeste (IBGE, 2023). Tecnologias agrícolas, como irrigação, uso de cultivares adaptadas, plantio de mudas com alta qualidade fitossanitária e práticas eficientes de controle de pragas e doenças, influenciam diretamente nesses resultados. Áreas com maior disponibilidade de irrigação, como o Vale do São Francisco e o Sertão da Paraíba, frequentemente tem produtividades superiores, alcançando 25 t ha<sup>-1</sup> ou mais. O clima da região, quente e úmido, é adequado ao cultivo da batata-doce durante boa parte do ano, o que possibilita várias safras anuais e pode contribuir para o aumento da produtividade média do país (Vieira *et al.*, 2023).

A batata-doce tem como principal produto comercial sua túbera, que faz parte do sistema radicular da planta. Caracterizada como uma cultura de segurança alimentar, a batata-doce é rica em carboidratos, nutrientes, vitaminas, aminoácidos, fibras e compostos antioxidantes (Islam, 2014). Seu uso abrange a nutrição humana, animal e, também, pode ser usado para a produção de etanol com a extração de amido (Duvernay; Chinn; Yencho, 2013). Na alimentação humana pode ser consumida assada, cozida, em forma de batata frita, flocos, iogurtes, sucos, alimentos congelados, entre outros. A batata-doce é considerada um alimento promissor já que pode suprir as necessidades nutricionais de populações carentes (Kehoe *et al.*, 2015).

No Brasil, o Registro Nacional de Cultivares do Ministério da Agricultura possui 56 cultivares de batata-doce registradas (Cultivar Web, 2024). As cultivares de batata-doce tem como diferença o formato, cor externa e interna, sabor e textura das raízes tuberosas, tamanho, formato de folhas e coloração das flores (Furlaneto; Firetti; Montes, 2012). A cultivar Campina,

é uma variedade bastante popular e estudada no Brasil, principalmente na região Nordeste. Essa cultivar tem características, como elevado número e peso de raízes comerciais, o que a tornam uma excelente opção para fins comerciais (Santos *et al.*, 2024).

A batata-doce é uma planta de fácil cultivo, adapta-se bem a solos pobres, climas tropicais, subtropicais e temperados, podendo tolerar períodos de seca (Neumann *et al.*, 2017). Seu ciclo de produção é rápido, podendo ser de até cento e vinte dias, com baixa exigência de manejo para a produção (Zhang *et al.*, 2020).

O caule da batata-doce, conhecido como rama, tem coloração verde ou arroxeadas e pode crescer de forma rasteira ou trepadora, alcançando até cinco metros de comprimento (Soares; Melo; Matias, 2002; Viana *et al.*, 2011). A rama é composta por caule e folhas, sendo frequentemente descartada, o que representa a perda de cerca de 50% da biomassa gerada pela cultura (Van An; Frankow-Lindberg; Lindberg, 2003). As ramas têm elevado potencial nutricional, como fonte de açúcares, proteínas brutas, vitaminas e antioxidantes, além disso podem ser aproveitadas na alimentação animal na forma in natura, seca ou como silagem (Pedrosa *et al.*, 2015).

As folhas da batata-doce são adequadas para o consumo humano, com benefícios à saúde (Zhang *et al.*, 2020). Esses órgãos têm elevada quantidade de nutrientes em comparação aos muitos outros vegetais, incluindo vitamina B, β-caroteno, ferro, cálcio, zinco e proteínas, contêm pelo menos 15 tipos de antocianinas e 6 compostos polifenólicos com propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias, antibacterianas e anticarcinogênicas (Islam, 2014). As folhas podem servir como fonte para a extração de compostos fenólicos, utilizados em produtos alimentícios como suplementos, antioxidantes e conservantes naturais (Castro-López *et al.*, 2017).

A batata-doce é uma espécie rústica que consegue extrair os nutrientes do solo com alta eficiência, por conta de seu sistema radicular extenso, desenvolvido com adaptações morfológicas que permitem modificações na rizosfera, o que possibilita sua sobrevivência em solos pobres (Silva; Vendrame; Amaro, 2019). As raízes conseguem estabelecer associações com microrganismos fixadores de nitrogênio atmosférico, mantendo o metabolismo vegetal estável mesmo diante de quedas de nutrientes nos tecidos, suportando uma elevada taxa fotossintética (Fageria; Baligar, 1993).

A propagação da batata-doce ocorre principalmente por reprodução vegetativa, com o uso de ramas ou tubérculos obtidas em colheitas. Mesmo eficiente, essa forma de propagação pode ocasionar problemas fitossanitários (Clark *et al.*, 2012). A reprodução vegetativa favorece a disseminação de doenças, especialmente aquelas de origem viral, transmitidas por mudas

provenientes de plantas matrizes infectadas, o que reduz a produtividade da cultura (Clark *et al.*, 2012; Furlaneto; Firetti; Montes, 2012). O uso de mudas livres de patógenos são fundamentais para otimizar o potencial genético da espécie. Dessa forma, a micropropagação, especialmente por meio de cultura de tecidos, é uma solução eficaz para obter mudas sadias e de alta qualidade. A adoção dessa técnica contribui para o controle de fitopatógenos e o aumento da produtividade da espécie (Clark *et al.*, 2012).

## 2.2 Selênio

O selênio (Se) é um elemento químico não metálico, de número atômico 34 e massa atômica de 78,96 g mol<sup>-1</sup>. Integra o grupo 16 da tabela periódica, estando na família dos calcogênios, junto com o enxofre e o oxigênio. A relevância do Se é amplamente reconhecida em humanos, animais e alguns microorganismos. Contudo, sua essencialidade para plantas permanece incerta, sendo atualmente classificado como um elemento benéfico. Em humanos, o Se desempenha funções nutricionais fundamentais, mediadas por 25 selenoproteínas que possuem a selenocisteína em seus centros ativos (Rayman, 2012). Pesquisas indicam que a ingestão adequada de Se contribui para o controle e prevenção de vários problemas de saúde, incluindo doenças cardiovasculares, câncer, diabetes, inflamações e infertilidade masculina (Fairweather-Tait *et al.*, 2011).

A deficiência de Se está associada a efeitos adversos, como aumento na mortalidade, maior virulência, redução da imunidade, doenças como Keshan e Kashin-Beck, distúrbios autoimunes da tireoide, problemas de fertilidade, declínio cognitivo, demência, diabetes tipo 2 e maior risco de câncer de próstata e colorretal em mulheres (Rayman, 2020). A ingestão diária recomendada de Se para adultos é de 70 µg, com limite máximo tolerável de 400 µg dia<sup>-1</sup> (Kipp *et al.*, 2015; Boldrin *et al.*, 2013). Cerca de 15% da população mundial tem deficiência em Se (Hawrylak-Nowak, 2013). Essa baixa ingestão está relacionada à sua limitada disponibilidade em solos agrícolas de diversas regiões do planeta (Lopes; Ávila; Guilherme, 2017).

A presença de Se nos solos é influenciada pelo material geológico original. De forma geral, a concentração média de Se nos solos é baixa, sendo estimado como teor médio entre 0,20 a 0,33 mg dm<sup>-3</sup>, sendo observado teores mais altos em solos argilosos e orgânicos (Kabata-Pendias, 2011). A média do conteúdo de Se em solos brasileiros é de 70 µg kg<sup>-1</sup>, valor considerado baixo, e que resulta em alimentos com níveis muito baixos deste mineral (Reis *et al.*, 2017). Tal condição fez com que o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

(MAPA), desde 2016, permitisse a adição de Se nos fertilizantes utilizados no Brasil pela normativa N° 46/2016 (Brasil, 2016).

Na natureza, o Se ocorre em diferentes estados de oxidação, incluindo Se elementar ( $\text{Se}^0$ ), seleneto ( $\text{Se}^{2-}$ ), selenito ( $\text{SeO}_3^{2-}$ ) e selenato ( $\text{SeO}_4^{2-}$ ) (Marschner, 2012). Em ambientes naturais, selenato e selenito são as formas inorgânicas predominantes nos solos (White, 2018). O selenato prevalece em solos alcalinos devido à sua maior mobilidade, já o selenito é mais comum em solos neutros ou ácidos, sendo facilmente adsorvido por óxidos e hidróxidos em solos altamente intemperizados (Araujo *et al.*, 2020). Em solos tropicais, o selenito é adsorvido, principalmente, por meio de complexos de esfera interna ou adsorção específica, enquanto o selenato é retido, preferencialmente, por complexos de esfera externa. Por isso, o selenito possui menor mobilidade e disponibilidade para absorção pelas plantas em comparação com o selenato (Araujo *et al.*, 2020). Além disso, a mobilidade e a disponibilidade do Se no solo são influenciadas pela presença de ânions competidores, como  $\text{PO}_4^{3-}$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{CO}_3^{2-}$  e  $\text{Cl}^-$  (Goh; Lim, 2004).

Todas as plantas conseguem absorver Se da solução do solo, embora isso varie com a espécie vegetal, o estágio de desenvolvimento, a forma química e solubilidade do elemento, bem como com a umidade e condições que influenciem sua disponibilidade (Ramos *et al.*, 2011). Em solos cultivados, o selenato geralmente é a principal forma disponível para a absorção pelas plantas (Broadley *et al.*, 2006). No entanto, tanto o selenato, quanto o selenito podem ser utilizados em práticas agrícolas de biofortificação (Peng *et al.*, 2016).

O Se e o enxofre são elementos químicos análogos que compartilham vias e transportadores durante os processos de absorção, translocação e metabolismo em plantas (Marschner, 2012). Por esse motivo, ambos podem competir pelos mesmos sítios de captação e assimilação nas plantas (Hasanuzzaman *et al.*, 2020). O selenato utiliza transportadores de sulfato (SULTRs) para sua absorção, enquanto o selenito é captado por transportadores de fosfato e aquaporinas (White, 2018). Uma distinção significativa entre essas formas de Se é que o selenato é transportado rapidamente da raiz para a parte aérea pelo xilema, enquanto o selenito é prontamente convertido em formas orgânicas nas raízes, limitando sua translocação para as partes superiores da planta (Broadley *et al.*, 2006; White, 2018).

As espécies vegetais podem ser classificadas conforme seu potencial acúmulo de Se (White, 2016). As espécies não acumuladoras não toleram concentrações superiores a 10-100  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria seca, não conseguindo colonizar solos seleníferos. As espécies indicadoras suportam concentrações próximas a 1  $\text{mg g}^{-1}$  de matéria seca e colonizam solos seleníferos e não seleníferos. Já as espécies acumuladoras podem ter concentrações superiores

a 1mg g<sup>-1</sup> de matéria seca e são restritas a solos seleníferos. Por fim, as espécies hiperacumuladoras possuem níveis de Se no tecido foliar que vão 1 a 15g kg<sup>-1</sup> de matéria seca em condições naturais (White, 2016).

Os benefícios do Se para as plantas são observados principalmente quando aplicado em concentrações mais baixas, geralmente próximas a 25 µM. Nessas condições, o Se atua como antioxidante, reduzindo a produção e o acúmulo de espécies reativas de oxigênio (EROs) e aumentando a tolerância a estresses abióticos, como salinidade, seca, temperaturas extremas e metais tóxicos. Além disso, o Se contribui para o aumento da taxa fotossintética, melhora as trocas gasosas, estimula o crescimento e o desenvolvimento vegetal, resultando em maior produtividade agrícola (Chauhan *et al.*, 2017).

A margem entre os benefícios e a toxicidade do Se é estreita. No contexto brasileiro, os estudos que investigam a interação entre plantas e Se ainda são limitados (Prado; Cruz; Ferreira, 2017). As pesquisas destacam a relevância de compreender os teores e o comportamento do Se no solo e nas plantas, com o objetivo de reduzir sua deficiência na população mundial, aumentar a qualidade dos alimentos, beneficiar o crescimento, desenvolvimento e produção de diversas culturas (Boldrin *et al.*, 2012; Yuan *et al.*, 2012).

### **2.3 Selênio na agricultura**

A alimentação de populações em regiões subdesenvolvidas é, frequentemente, baseada em vegetais ricos em amido, os quais, contudo, exibem baixas concentrações minerais, predispondo esses indivíduos à diversas deficiências nutricionais. Os cereais, tubérculos e seus derivados, constituem, aproximadamente, 70% da dieta dessas populações (Faostat, 2020). A concentração de selênio (Se) nesses alimentos é variável, entre 10 e 550 µg kg<sup>-1</sup> em base de peso fresco (Faostat, 2020). Baixas concentrações de Se no solo resultam em baixos níveis nos tecidos das plantas e, consequentemente, em sua baixa ingestão por humanos e animais (Durán *et al.*, 2013).

A concentração de Se no solo varia muito e pode ir de 0,005 mg kg<sup>-1</sup> em áreas da China e Finlândia, a 8.000 mg kg<sup>-1</sup> em solos seleníferos da Rússia (Mora *et al.*, 2015). Os solos do Estado de São Paulo tem teores entre 0,080 a 1,610 mg kg<sup>-1</sup> de Se, com média de 0,19 mg kg<sup>-1</sup>, enquanto os solos do Cerrado brasileiro têm entre 0,022 e 0,081 mg kg<sup>-1</sup> (Carvalho, 2011; Gabos; Alleoni; Abreu, 2014). No Nordeste, os teores variam de 0,01 mg kg<sup>-1</sup> a 1,69 mg kg<sup>-1</sup>, nas sub-regiões sertão e agreste, respectivamente (Fabricio Neta *et al.*, 2015).

As estratégias utilizadas para suprir animais e humanos dessa possível deficiência ocasionada pelas baixas concentrações nos solos são a diversificação alimentar, suplementação com Se e a biofortificação de alimentos, com essa última possibilitando não apenas a mitigação da deficiência de micronutrientes, mas também melhorar a saúde da população com benefícios na produção vegetal (Hawkesford; Zhao, 2007).

A inserção de Se inorgânico na nutrição das plantas, através da biofortificação agronômica, uma técnica que visa aumentar o conteúdo de nutrientes em produtos agrícolas, tem gerado múltiplos benefícios para plantas, humanos e animais que as consomem (Broadley *et al.*, 2010). O Se, em concentrações adequadas, nas plantas auxilia o crescimento e atenua os efeitos de estresses bióticos ou abióticos, devido ao sistema antioxidante mais ativo (Pilon-Smits *et al.*, 2010). Em baixas concentrações nas plantas, o Se atua como antioxidante, contribuindo para o aumento da produção de biomassa vegetal e beneficiando o crescimento (Ramos *et al.*, 2010). Apesar disso, há uma estreita relação entre os teores benéficos e tóxicos do Se para as plantas, sendo que em altas concentrações, esse mineral ocasiona fitotoxicidade (Almeida; Dutra; Cecílio Filho, 2016).

A fitotoxicidade de Se varia de acordo com sua mobilidade, que também varia de acordo com a forma química. Essa diferença na mobilidade e no metabolismo do selenato e do selenito pode influenciar a biofortificação de diferentes órgãos vegetais e a eficiência da utilização do Se pelas plantas (Nawaz *et al.*, 2014). A rápida assimilação do selenito, na forma de selenoaminoácidos (principalmente selenometionina, selenocisteína e selenometil selenocisteína), causa fitotoxicidade, mesmo em baixas concentrações (Galinha *et al.*, 2015). O selenato se transloca nos vasos condutores com maior facilidade e causa menor toxicidade, o que justifica sua utilização mais ampla na biofortificação em detrimento do selenito (Kaur *et al.*, 2014).

As semelhanças químicas do Se e enxofre conferem a ambos, vias de assimilação semelhantes (Sors *et al.*, 2005). A planta absorve o selenato e o transporta para os cloroplastos, onde é processado pela via de assimilação do enxofre (Hawkesford, 2005). A ATP sulfurlase ativa o selenato, formando a adenosina-5-fosfatoselenato (APSe) (Pilon-Smits *et al.*, 2010). A redutase da adenosina-5-fosfossulfato (APS) reduz a APSe a selenito. A glutatona reduz o selenito a seleneto por meio de redução não enzimática (Freeman *et al.*, 2010; Mehdi *et al.*, 2013). O seleneto se incorpora aos aminoácidos, o que resulta na produção de selenoaminoácidos, como selenocisteína e selenometionina (Freeman *et al.*, 2010). Esses dois aminoácidos podem ser incorporados a proteínas, o que pode inativá-las e causar toxicidade nas plantas (Stadtman, 1996; Mehdawi *et al.*, 2014).

## 2.4 Produção de mudas in vitro

A cultura de tecidos vegetais, é uma técnica de propagação de células, órgãos e tecidos de plantas, em ambiente asséptico, sob condições controladas, com oferta adequada de macro, micronutrientes, vitaminas, aminoácidos, pH, temperatura e fotoperíodo. Esta técnica tem sido usada para a produção de mudas in vitro em larga escala, graças à totipotencialidade e competência celular dos vegetais (Termignoni, 2005; Morais *et al.*, 2012).

A cultura de tecidos, em especial a micropropagação, é amplamente utilizada para a produção de mudas de batata-doce. Esta cultura se desenvolve bem em meio de cultivo in vitro, dispensando o uso frequente de reguladores de crescimento para seu estabelecimento e desenvolvimento (Vettorazzi *et al.*, 2017). Após o estabelecimento, a micropropagação ocorre por meio da cultura de segmentos de nós, na qual o explante, obtido por meio do corte do caule das plantas estabelecidas, pode ser multiplicado gerando outras mudas geneticamente idênticas à planta matriz e com alta sanidade (Dewir *et al.*, 2020).

Na biofortificação agronômica algumas técnicas são utilizadas, como adubação via solo, tratamento de sementes, aplicação foliar, hidroponia e adição de elementos benéficos como o Se durante a produção de mudas in vitro (Loureiro *et al.*, 2018). No processo de biofortificação in vitro as plantas são submetidas a condições específicas, com a adição de Se ao meio de cultura, sendo selenato e selenito de sódio as fontes mais utilizadas (Peng *et al.*, 2016).

Na cultura de tecidos o Se interfere no crescimento de plantas, na produção de metabólitos secundários, enzimas e proteínas, nas propriedades fisiológicas e no aparato fotossintético, com potencial ação atenuante sobre os efeitos negativos do excesso e da escassez de micronutrientes presentes no meio de cultura (Kapoor *et al.*, 2012; Domokos-Szabolcsy *et al.*, 2018; Souza, 2018). Mesmo em cultivo in vitro, o Se estimula o crescimento das plantas e auxilia na resistência ao estresse biótico e abiótico em geral, sendo que mudas aclimatizadas provenientes da cultura de tecidos, suplementadas com Se, tem alta qualidade fitossanitária e maior resistência a estresses (Feng; Wei; Tu, 2013; Andrade; Silva; Guimarães, 2018).

## 2.5 Influência do selênio na atividade de enzimas antioxidantes, pós-colheita e tolerância ao estresse

O estresse resulta da oscilação na quantidade de espécies reativas de oxigênio (EROs) ou radicais livres. A reversão do estresse exige a diminuição da produção de EROs ou o aumento da quantidade de antioxidantes disponíveis. O estresse oxidativo acontece com o rompimento da homeostase celular que afeta componentes celulares como lipídeos, proteínas, carboidratos e ácidos nucleicos. As principais EROs incluem o ânion superóxido ( $O_2^-$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), radical hidroxila ( $OH^-$ ) e oxigênio singuleto ( $^1O_2$ ) (Kibinza *et al.*, 2011).

Dois grupos de antioxidantes predominam nas plantas, o primeiro grupo compreende substâncias de baixo peso molecular, como a glutationa reduzida (GSH), ascorbato (AsA) e tocoferol, compostos não enzimáticos. O segundo grupo inclui enzimas como a dismutase do íon superóxido (SOD), peroxidase (POD), catalase (CAT), peroxidase do ascorbato (APX), peroxidase da glutationa (GSH-Px), peroxidase do guaiacol (GPOX) e redutase da glutationa (GR) (Suzuki *et al.*, 2012).

A SOD é a primeira enzima que atua no ciclo do sistema antioxidante, dismutando o superóxido ( $O_2^-$ ) em peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). A CAT, por sua vez, converte o peróxido de hidrogênio em água e oxigênio (Chomchan *et al.*, 2017). No ciclo ascorbato (AsA) – glutationa (GR), a APX converte o  $H_2O_2$  em água usando o AsA como doador de elétrons (Zhang *et al.*, 2008). A dehidroascorbato redutase (DHAR) usa os elétrons da glutationa reduzida (GSH) para reduzir o dehidroascorbato (DHA) em AsA. O DHA é previamente produzido a partir do monodehidroascorbato (MDHA). Simultaneamente, a DHAR oxida GSH em glutationa dissulfeto (GSSG). A GR, por sua vez, reduz a GSSG em GSH (Gill; Tuteja, 2010).

O selênio (Se) modula a produção e a eliminação das EROs em plantas atuando diretamente como antioxidante por meio de moléculas que contêm Se em suas estruturas ou indiretamente, e regulando os antioxidantes, evitando assim os efeitos danosos (Feng; Wei; Tu, 2013). Pesquisas com metais pesados, estresse térmico com exposição a altas e baixas temperaturas, exposição à radiação UV-B e estresse hídrico comprovam os efeitos benéficos do Se na manutenção da homeostase celular (Djanaguiraman *et al.*, 2010; Kumar *et al.*, 2012; Nawaz *et al.*, 2014).

Nos vegetais, a presença de Se, em concentrações adequadas, pode desencadear três mecanismos que diminuem o nível de  $O_2^-$  (Feng; Wei, 2012). O primeiro é a dismutação espontânea de  $O_2^-$  em  $H_2O_2$  que ocorre sem a catálise da enzima SOD (Cartes *et al.*, 2010). O segundo ocorre pela atuação direta do Se na extinção de  $O_2^-$  e  $OH^-$ . O terceiro trata da regulação de enzimas antioxidantes, como a SOD, que atuam para a diminuição do estresse (Feng; Wei;

Tu, 2013). Além destes, o Se também atua na eliminação do H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> ativando enzimas antioxidantes, semelhante a GSH-Px, em condições de estresse (Kumar *et al.*, 2012).

A atividade da SOD em plantas expostas ao Se varia em função do grau de estresse oxidativo, das doses de Se usadas e do estágio de desenvolvimento da planta. Em níveis maiores de estresse oxidativo, estágios de desenvolvimento avançados e altas doses de Se, a atividade da SOD parece aumentar (Cartes *et al.*, 2010).

As enzimas APX e CAT aumentam suas atividades na presença de Se (Hasanuzzaman; Hossain; Fujita, 2011; Ramos *et al.*, 2011). O mesmo acontecendo para a atividade do ciclo GSH-ASC, com maiores níveis de GSH e AsA e das enzimas APX, DHAR, GR e GPX (Feng; Wei, 2012; Wang *et al.*, 2011). Na presença de Se, o conteúdo de GSH também pode aumentar, pois sua via de assimilação forma os aminoácidos selenocisteína (SeCys) e selenometionina (SeMet) (Feng; Wei; Tu, 2013).

Em maçãs biofortificadas com Se por pulverização foliar, a atividade das enzimas antioxidantes SOD, CAT e APX aumentou em comparação ao controle, diminuindo as concentrações de superóxido e peróxido de hidrogênio nos tecidos dos frutos. O Se também afetou a integridade da membrana desses frutos, diminuindo o vazamento de íons, e as propriedades nutracêuticas, retardando o amolecimento da polpa e adiando o amadurecimento, melhorando a qualidade e o tempo de prateleira dos frutos de maçã, além de aumentar o teor de Se nos frutos (Babalar *et al.*, 2019).

No cultivo de alface, a aplicação de Se foi capaz de atrasar a senescência foliar decorrente do estresse oxidativo, em baixa dose, o Se estimulou o crescimento de mudas, aumentando em 14% a matéria seca (Djanaguiraman *et al.*, 2005). Este resultado se deve, possivelmente, ao aumento na atividade das enzimas antioxidantes GSH-Px e SOD e dos conteúdos de clorofila a, b e total, em comparação ao controle.

Em aplicações com pulverização foliar, o Se manteve a homeostase da condutância estomática e do dióxido de carbono intercelular em folhas de morango (Huang *et al.*, 2018). O Se também contribui para a estabilização do teor de clorofilas, aglomerados de ferro-enxofre no fotossistema e para regular o fluxo de elétrons, aumentando o rendimento da resposta à luz (Park *et al.*, 2009; Renwei; Wei; Tu, 2013; Iqbal *et al.*, 2015). No cultivo de espécies de *Brassica* o Se aumentou os conteúdos de clorofila a, clorofila b e clorofila total, reconstruindo membranas celulares danificadas, estruturas de cloroplasto e outros componentes do sistema fotossintético (Filek *et al.*, 2010; Rizwan *et al.*, 2018; Ismael *et al.*, 2019; Tran *et al.*, 2021). Nas plantas o Se facilita a dissipação do excesso de energia dos centros de reação do

fotossistema II, retardando a síntese de EROs e mitigando os danos oxidativos (Saleem *et al.*, 2021).

Diferentes doses e fontes de Se aumentam o conteúdo de aminoácidos e proteínas em plantas (Rios *et al.*, 2010). Esse aumento ocorre devido a uma maior taxa de assimilação de nitrogênio, resultado da maior atividade das enzimas da rota de assimilação do nitrogênio: redutase do nitrato (RN), glutamina sintetase (GS) e glutamato sintase (GOGAT) (Hajiboland; Keivanfar, 2011; Xu *et al.*, 2013; Hajiboland *et al.*, 2014). A maior atividade dessas enzimas, em concentrações iguais de nitrogênio, indica que as plantas aumentam a eficiência do uso de nitrogênio com a aplicação de Se, ou seja, mais compostos nitrogenados são produzidos com os mesmos teores de nitrogênio.

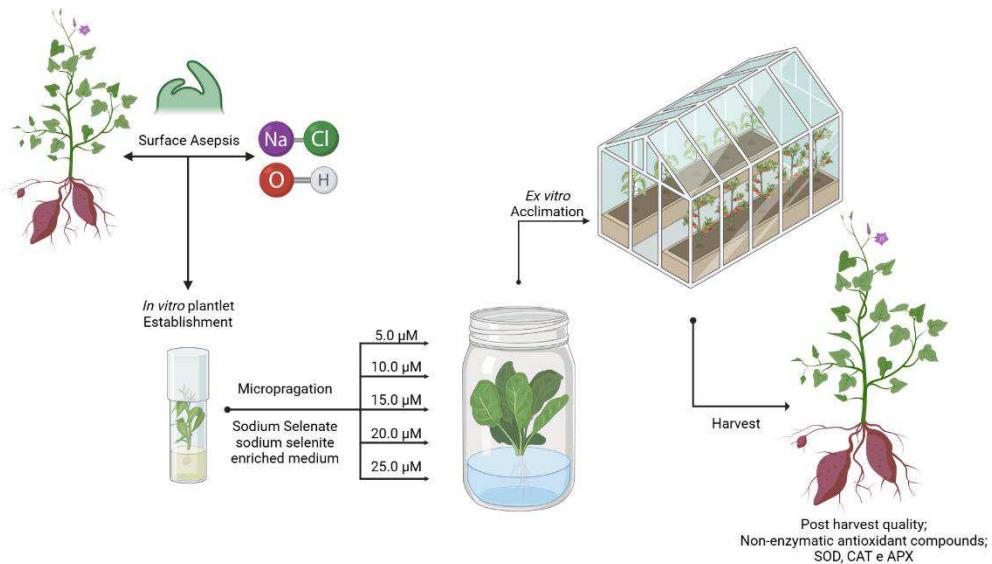
A eficiência se relaciona com a intensificação do metabolismo de enxofre quando as plantas recebem Se, possivelmente devido ao aumento da absorção de enxofre por sinergismo, o que estimula o metabolismo do nitrogênio, uma vez que o equilíbrio adequado entre compostos orgânicos nitrogenados e sulfatos precisa ser mantido (Gerendas *et al.*, 2008; Ramos *et al.*, 2011).

Na cultura do melão e pepino, o tratamento com até 5  $\mu\text{mol L}^{-1}$  de Se reduziu os sintomas relacionados a estresses abióticos com o aumento da atividade das enzimas antioxidantes SOD, POD, APX e CAT em 130%, 50% e 20%, respectivamente, em comparação com plantas não tratadas, reduzindo o dano oxidativo causado por EROs (Keling *et al.*, 2013; Józwiak; Politycka, 2019). O Se melhora o sistema glicoxalase e protege biomoléculas, como ácidos nucleicos e proteínas. Plantas sob estresse acumulam excesso de metilglicoxal, que produz estresse carbonílico, danificando proteínas, DNA, RNA e lipídios. O sistema glicoxalase remove o excesso de metilglicoxal e regula a regeneração de GSH para manter o equilíbrio dinâmico nas células (Ghosh *et al.*, 2016; Li, 2016; Mostofa *et al.*, 2018).

O Se se destaca como elemento benéfico promissor na mitigação dos efeitos deletérios causados por estresse abiótico em plantas. Sua atuação multifacetada, que abrange a modulação da atividade de enzimas antioxidantes, a regulação da fotossíntese, o aumento da proteção osmótica e a intensificação do metabolismo de nitrogênio, contribui para a manutenção da homeostase celular e o aumento da tolerância a condições adversas, como estresse hídrico, salino e térmico (Lanza; Reis, 2021). As pesquisas com a aplicação do Se reforçam o potencial do Se, com impactos positivos no crescimento, desenvolvimento e produtividade das plantas (Sabatino *et al.*, 2021). No entanto, a otimização da aplicação do Se, considerando a fonte e dose ideal, a forma de aplicação e a espécie vegetal, é crucial para maximizar seus benefícios e evitar potenciais efeitos tóxicos (Mostofa *et al.*, 2017).

### 3 CAPÍTULO 2 – PÓS-COLHEITA E ANTIOXIDANTES DE TÚBERAS DE BATATA-DOCE PROVENIENTES DE MUDAS MICROPROPAGADAS COM SELÊNIO<sup>1</sup>

#### Resumo gráfico



#### Resumo

O uso do selênio (Se) em meios de cultivo *in vitro* tem possibilitado o aumento da tolerância de plantas a estresses por estimular a síntese de compostos antioxidantes que ajudam no crescimento e resistência das plantas. No entanto, o uso de Se exige cuidado já que elevadas concentrações podem ser tóxicas às plantas. O objetivo deste trabalho foi avaliar a qualidade pós-colheita [firmeza, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT), índice de maturação (IM), pH, açúcares totais (AcT) e redutores (AcR), teores de umidade (TU), cinzas (TC) e proteínas (PRT)], compostos antioxidantes não-enzimáticos [ácido ascórbico (AsA) e fenólicos totais (PET)] e atividade de enzimas antioxidantes [superóxidos dismutase (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX)] de tubérculos de batata-doce (*Ipomoea batatas*) produzidas a partir de mudas micropropagadas em meio MS suplementado com concentrações de selenato e selenito de sódio. Mudas de batata-doce cv. Campina foram micropropagadas *in vitro* em meio de cultura com selenato ou selenito de sódio em diferentes concentrações (5,0; 10,0; 15,0; 20,0 e 25,0  $\mu\text{M}$ ). O experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado. As tubérculas provenientes de cada tratamento (fonte e concentração) foram colhidas aos 175 dias após aclimatação e processadas utilizando multiprocessador. As polpas tiveram maior firmeza em todos os tratamentos com selenato, assim como naqueles com 5, 10, 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenito. O SS foi mais elevado nos tratamentos com 15, 20 e 25  $\mu\text{M}$  de selenato e 25  $\mu\text{M}$  de selenito. A AT aumentou com 20  $\mu\text{M}$  de selenato e em todas as concentrações de selenito testadas. O IM se manteve similar ao controle com 25  $\mu\text{M}$  de selenato, sendo menor nas demais concentrações de selenato, para o selenito não houve diferença no IM. O pH foi mais alto com 25  $\mu\text{M}$  de selenato, e com 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenito. O TU foi superior com 20 e 25  $\mu\text{M}$  de selenato, sem diferença observada para o selenito. O TC foi maior com 5, 10 e 15  $\mu\text{M}$  de selenato, não havendo diferença para o selenito. Não houve variação entre o controle e as concentrações de selenato para as PRT, contudo, elas foram maiores em todas as concentrações de selenito. O

<sup>1</sup> Artigo em processo de submissão para a revista *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*.

AcT foi maior com 15 e 20 µM de selenato, e 20 µM de selenito. O AcR também foi superior com 15 e 20 µM de selenato e 20 µM de selenito. O AA teve níveis mais elevados em todos os tratamentos tanto com selenato quanto com selenito. O PET foi maior com 10 e 15 µM de selenato, e 25 µM de selenito. A atividade da SOD foi maior com 10 e 15 µM de selenato e selenito, respectivamente. A CAT teve maior atividade com 20 e 25 µM de selenato e 10 µM de selenito. A APX foi superior com 5 e 25 µM de selenato e selenito, respectivamente. A suplementação com 20 µM de selenato ou selenito, na micropropagação de mudas de batata-doce, possibilitou a obtenção de tuberas com melhores características pós colheita e compostos antioxidantes não enzimáticos e enzimáticos.

**Palavras-chave:** catalase; fenólicos; *Ipomoea batatas* L.; micropropagação; selenato de sódio; selenito de sódio; superóxido dismutase.

### 3.1 Introdução

A batata-doce (*Ipomoea batatas* L.) desempenha um papel crucial na segurança alimentar global, com uma produção mundial de 91,95 milhões de toneladas em 2020 (Faostat, 2020). No Brasil, o 16º maior produtor mundial, sua colheita alcançou 805,4 mil toneladas em uma área de 57,3 mil hectares em 2019 (IBGE, 2021).

De forma geral, a produção da batata-doce é iniciada a partir de sua propagação por reprodução vegetativa, com o uso de ramos ou tuberas. Embora esse método seja eficiente para a multiplicação da cultura, tem o risco de disseminar problemas fitossanitários (Clark *et al.*, 2012). A contínua propagação vegetativa, ciclo após ciclo, pode levar à disseminação de doenças virais, devido a contaminação de plantas matriz, o que impacta negativamente a produtividade. No Brasil, 68% dos produtores utilizam mudas preparadas na propriedade e apenas 16% dos produtores adquirem mudas de viveiristas que garantem a sanidade do material propagativo (Clark *et al.*, 2012; Furlaneto; Firetti; Montes, 2012).

O cultivo in vitro, com a cultura de tecidos vegetais, é uma técnica que facilita a propagação clonal para fins comerciais, reduzindo o tempo de produção de mudas e aumentando a homogeneidade da produção devido à melhor condição fitossanitária, quando comparado à propagação convencional (Behera *et al.*, 2020; Singh; Singh 2020; Bellumori *et al.*, 2022). No entanto, sua aclimatação, ou seja, adaptação das plantas cultivadas in vitro às condições ambientais externas, ex vitro, inevitavelmente as expõe a diversos estresses bióticos (como infestações bacterianas e fúngicas) e abióticos (como baixa umidade relativa, grandes variações diárias de temperatura e alta intensidade luminosa), tudo contribuindo para uma alta mortalidade das plantas micropropagadas, o que limita a aplicação e eficiência dessa técnica (Chandra *et al.*, 2010; Asayesh *et al.*, 2017).

Uma maior tolerância ao estresse da aclimatação das mudas produzidas in vitro pode ser feito com o aumento da tolerância dessas aos possíveis fatores estressantes. Esta condição pode ser alcançada através do estímulo dos sistemas antioxidantes das plantas com a adição de agentes biológicos e ou inorgânicos benéficos (Ngan *et al.*, 2020).

O selênio (Se), é um bioestimulante inorgânico classificado como benéfico não essencial para as plantas. Ele possui propriedades como aumentar a absorção de nutrientes, a qualidade da colheita e a resistência ao estresse em plantas (Medrano-Macías; Narva'ez-Ortiz, 2022). Sua aplicação tem melhorado as propriedades nutricionais de diversas espécies vegetais, resultando em maiores níveis de compostos fenólicos, vitaminas, atividade de enzimas antioxidantes e melhor composição mineral (Zhu *et al.*, 2017; Schiavon *et al.*, 2020). Dentre as formas inorgânicas do Se, o selenato ( $\text{SeO}_4^{2-}$ ) e o selenito ( $\text{SeO}_3^{2-}$ ) tem maior potencial de absorção e bioacumulação pelas plantas. O selenato tem maior mobilidade no xilema, enquanto o selenito é rapidamente assimilado em compostos fosforados com baixa mobilidade (Li; McGrath; Zhao, 2008). Apesar disso, o Se tem uma estreita margem de acúmulo nos tecidos das plantas para causar efeitos benéficos, sendo que concentrações acima desta causam toxicidade, inclusive podendo levar as plantas a morte (Mostofa *et al.*, 2017). Portanto, sua aplicação como bioestimulante exige uma avaliação cuidadosa da fonte e da concentração a ser utilizada, necessitando levar em consideração as características específicas de cada espécie vegetal (Hasanuzzaman *et al.*, 2020).

Neste estudo foram avaliadas a qualidade pós-colheita, compostos antioxidantes não-enzimáticas e atividade de enzimas antioxidantes de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas em meio MS suplementado com diferentes fontes e concentrações de selênio.

### **3.2 Material e métodos**

#### **3.2.1 Produção de mudas de batata-doce in vitro em meio MS suplementado com selênio**

O experimento foi conduzido no Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais no Departamento de Agricultura da Universidade Federal de Lavras (UFLA) em Lavras, estado de Minas Gerais, Brasil. Segmentos nodais de batata-doce, cultivar Campina, com 1 a 2 cm de comprimento foram inoculados em frascos com 40 ml de meio de cultura Murashige e Skoog (MS) acrescidos de 6,0 g l<sup>-1</sup> de ágar e 30 g l<sup>-1</sup> de sacarose (Agargel Ind. e Comércio Ltda)

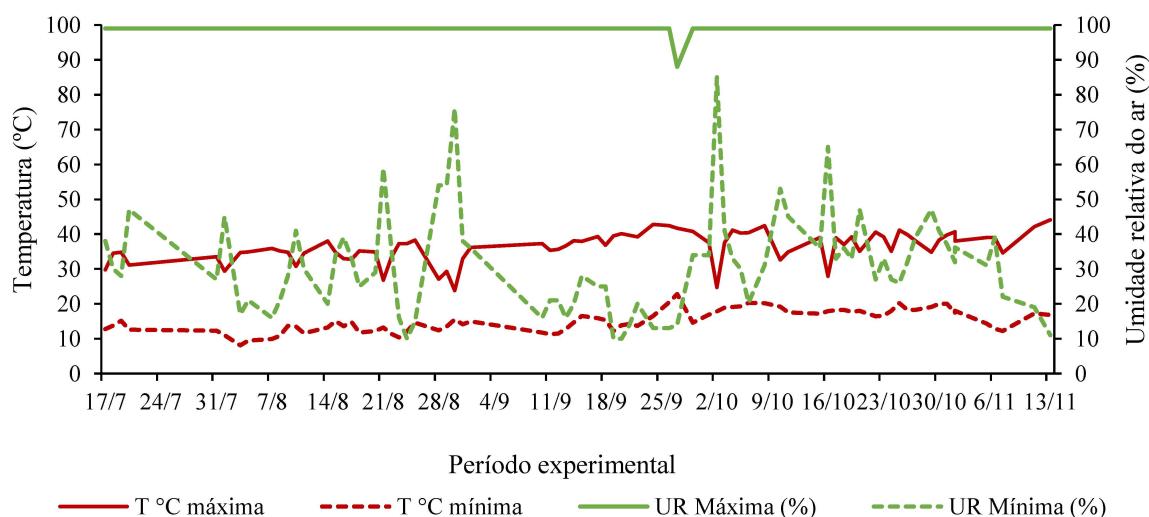
(Murashige; Skoog, 1962). O pH do meio foi ajustado para  $6,0 \pm 0,2$  e autoclavado a  $121\text{ }^{\circ}\text{C}$  e 1,2 atm por 20 minutos.

O experimento foi montado, aos 30 dias após a primeira inoculação com os tratamentos sendo as concentrações (0,0; 5,0; 10,0; 15,0; 20,0 e 25,0  $\mu\text{M}$ ) de diferentes fontes de selênio [Se; Selenato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_4$ ) e Selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ )], adicionados ao meio de cultura MS, em 20 repetições, e cada parcela com um explante por tubo de ensaio. Os tubos de ensaio com as mudas foram mantidos em sala de crescimento com fotoperíodo de 16 horas de luz, temperatura de  $25 \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$  e intensidade luminosa de  $52,5\text{ W m}^{-2}\text{ s}^{-1}$  (Luxímetro digital: Equitherm 813-A).

### **3.2.2 Aclimatação, cultivo ex vitro e produção das túberas de batata-doce**

A aclimatação de mudas produzidas in vitro foi realizada em casa de vegetação do Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais, na cidade de Lavras, estado de Minas Gerais ( $21^{\circ}13'32.1''\text{S } 44^{\circ}58'20.6''\text{W}$ ; altitude de 900m), Brasil. O clima da região é Cwa, temperado chuvoso de acordo com a classificação de Köppen, com temperatura média anual de  $20,4\text{ }^{\circ}\text{C}$  e índice pluviométrico médio anual de 1.460 mm. Os dados climatológicos durante a condução do experimento em ambiente protegido foram monitorados por meio de um termo-higrômetro digital (Figura 1).

Figura 1 - Temperatura e umidade relativa do ar, máximas e mínimas, durante a condução do experimento em ambiente protegido, em Lavras, Minas Gerais, Brasil.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Aos 45 dias após a inoculação, 15 plantas por tratamento foram escolhidas aleatoriamente e transplantadas para bandejas plásticas de 12 células ( $50\text{ cm}^3$ ), preenchidas com substrato para mudas (Topstrato®) e colocadas em casa de vegetação. Após 35 dias do transplantio (DAT), 12 plantas por tratamento foram transplantadas em definitivo para sacos de 22 litros de capacidade, perfurados na base e preenchidos com mistura de terra vermelha, areia e substrato para mudas (2:1:1) com a seguinte composição química (Tabela 1).

Tabela 1 - Propriedades físico-químicas e composição do solo utilizado nos vasos do experimento

pH	K*	P*	Na*	S**	Ca***	Mg***	Al***	H+Al	V
(H <sub>2</sub> O)			mg dm <sup>-3</sup>			cmolc dm <sup>-3</sup>			%
5,6	278,81	22,54	6,00	156,40	2,09	1,64	0,00	3,00	59,74

\*extraído por Melich 1; \*\*extraído por FMCa-HAC; \*\*\*extraído por KCl (1 mol L<sup>-1</sup>)

Fonte: Elaborado pelo autor

Os sacos foram posicionados sobre blocos de cimento para evitar contato direto com o solo. O espaçamento entre plantas foi de aproximadamente 0,80 m entre linhas e ruas de cultivo. As adubações foram iniciadas aos 21 dias após o transplantio e repetidas, com mesmo intervalo de tempo, até a colheita final. As adubações foram feitas com base no resultado da análise do substrato de preenchimento dos vasos e a necessidade da cultura com o fornecimento de 7g planta<sup>-1</sup> de Forth Hortaliças®.

Podas das ramas foram realizadas a partir dos 45 DAT e repetidas a cada 15 dias até a colheita, para evitar o contato direto das ramas das plantas com o solo da casa de vegetação. A irrigação foi realizada manualmente visando manter o solo na capacidade de vaso.

### **3.2.3 Colheita, transporte e processamento das polpas de tuberas de batata-doce**

Aos 145 DAT, as tuberas com mais de 2 cm de diâmetro foram colhidas e divididas por tratamento. Após a colheita, as tuberas foram embaladas em sacos plásticos, acondicionadas em caixas de isopor e enviadas por transporte aéreo, para o Laboratório de Frutas e Hortaliças, do Departamento de Engenharia de Alimentos da Universidade Federal do Ceará, em Fortaleza, Ceará, Brasil, onde foram processadas e armazenadas.

O processamento das batatas-doces teve início com a higienização, onde foi realizada a lavagem das raízes em água corrente, com o auxílio de uma escova, para a retirada das

impurezas macroscópicas oriundas do campo. As batatas-doces foram descascadas e cortadas manualmente, com o auxílio de uma faca inox, processadas em liquidificador e armazenadas sob congelamento em ultrafreezer a -80 °C, para posterior análise.

### **3.2.4 Análises pós-colheita**

#### **3.2.4.1 Firmeza**

A firmeza foi determinada por meio de um penetrômetro manual (Magness-Taylor modelo FT 02) mediante pressão exercida na região média da túbera, sendo realizadas duas medições em regiões opostas e equidistantes. Os resultados foram expressos em Newton (N).

#### **3.2.4.2 Sólidos solúveis (SS)**

Os sólidos solúveis (SS) foram realizados em refratômetro, sendo o mesmo procedimento usado para amostras sólidas, com a diluição da amostra (polpa processada e macerada) na proporção 1:10 (amostra: água destilada), homogeneizando completamente a solução. A amostra foi filtrada com papel filtro e a solução gotejada diretamente sobre o prisma do refratômetro em quantidade suficiente para cobrir a superfície. O resultado foi expresso em °Brix no refratômetro o que representa a quantidade de sólidos em gramas por 100 g de amostra (Zenebon; Pascuet; Tigela, 2008).

#### **3.2.4.3 Acidez titulável total (AT)**

A acidez titulável total foi obtida pelo método titulométrico, onde a amostra diluída em água foi titulada com NaOH a 0,1 M até o ponto de viragem. A acidez titulável foi expressa em mg de ácido cítrico 100 g<sup>-1</sup> de matéria fresca (Brasil, 2005).

O resultado foi dado pela Equação 1:

$$\text{Acidez}(\%) = \frac{V_{NaOH} M_{NaOH} f_{NaOH} M_{ácido}}{10 N_H \text{Amostra}} \quad (1)$$

Onde:

$V_{NaOH}$ = volume (em mL) da solução de NaOH gasto na titulação;

$M_{NaOH}$ = molaridade do NaOH usado na titulação;  
 $f_{NaOH}$ = fator da solução de hidróxido de sódio 0,1 N;  
 $M_{ácido}$ = massa molar do ácido cítrico;  
 $N_H$ = nº de hidrogênios titulados (ácido cítrico= 3);  
 $m_{amostra}$ = massa (em gramas) de amostra usada na titulação.

### 3.2.4.4 Índice de maturação (IM)

O índice de maturação é calculado através da relação SS/AT, foi utilizada como indicação do grau de maturação da matéria prima (Brasil, 2005).

### 3.2.4.5 pH

O método eletrométrico foi empregado para determinar o potencial hidrogeniônico (pH) das amostras. A medição foi feita nas amostras diluídas em água destilada na proporção 1:10 (batata-doce: água, p/v), através de medidor de pH (marca Jenway®, modelo 3505), calibrado com soluções tampão de pH 7,0 e pH 4,0 a cada utilização (Zenebon; Pascuet; Tigela, 2008).

### 3.2.4.6 Açúcares totais e redutores (DNS)

Os açúcares totais e redutores, teste de DNS (ácido dinitrosalicílico), baseia-se na reação entre o açúcar redutor e o ácido 3,5-dinitrosalicílico (cor amarelo), que é reduzido a um composto colorido avermelhado, o ácido 3-amino-5-nitrosalicílico, oxidando o monossacarídeo redutor. Os monossacarídeos são açúcares redutores. Os testes de açúcares são baseados em reações de óxido-redução do grupo hidroxílico hemiacetálico do monossacarídeo, que reage com íons e forma complexos coloridos (Miller, 1959; Maldonade, Carvalho, Ferreira, 2013).

A solução de DNS e glicose 10mM foram preparadas, sendo a segunda para elaborar a curva padrão de glicose. O preparo dos extratos foi feito com 1 g de amostra em bêquer de 50 mL, adicionado 20 mL de água destilada, levado em banho-maria com temperatura de 70 °C por 5 minutos e resfriado em banho de gelo. A solução foi transferida para balão volumétrico de 50 mL e aferido com água destilada, homogeneizado e filtrado utilizando papel de filtro qualitativo. O filtrado é o extrato do açúcar redutor. Em seguida foi retirado 25 mL do filtrado, colocado em bêquer e adicionado 2 mL de ácido clorídrico que, então, passa para banho-maria com temperatura de 80 °C por 30 minutos, sendo então resfriado em banho de gelo e

neutralizado com solução utilizando NaOH 20%. A solução foi transferida para balão volumétrico de 50 mL e aferida com água destilada, produzindo o extrato dos açúcares totais.

A leitura foi feita em espectrofotômetro, sendo pipetado uma alíquota de 0,3 mL do extrato de açúcar redutor, em seguida 1,0 mL de água destilada e 1,0 mL de DNS. Os tubos foram agitados e levados para banho-maria a 100 °C por 5 minutos. Após, foram resfriados em banho de gelo sendo adicionado 7,5 mL de água destilada em cada tubo. Após nova agitação foi feita a leitura a 540 nm. O extrato de açúcares totais foi feito pipetando uma alíquota de 1,0 mL do extrato de açúcar total e, em seguida, 0,5 mL de água destilada e 1,0 mL de DNS. Os tubos foram agitados e levados para o banho-maria a 100 °C por 5 minutos. Após, foram resfriados em banho de gelo e adicionados a 7,5 mL de água destilada em cada tubo. Agitou-se novamente e fez-se a leitura a 540 nm, os resultados foram expressos em porcentagem (%) de açúcares totais e redutores, respectivamente.

Os resultados foram dados pelas Equações (2) e (3):

$$\text{Açúcar total (\%)} = \frac{C}{al \times P2 \times 50} \quad (2)$$

$$\text{Açúcar redutor (\%)} = \frac{C}{al \times P1 \times 100} \quad (3)$$

Onde:

C= concentração (calculada através da substituição da absorbância obtida na leitura da amostra na equação da reta obtida na curva padrão do DNS);

al= alíquota (mL) utilizada para leitura;

P1= peso da amostra (g);

P2= (25 x P1)/100.

### **3.2.5 Composição química**

#### **3.2.5.1 Teor de umidade**

O teor de umidade é a perda por dessecação do vegetal. A umidade corresponde à perda em peso sofrida pelo produto quando aquecido em condições nas quais a água é removida (IAL, 1985). Em uma estufa com temperatura estável de 105 °C, cadinhos de porcelana foram deixados até que suas massas ficassem constantes. Após o resfriamento em dessecador, os cadinhos foram pesados, e, em seguida, adicionado 5 g da amostra. Com a estufa já a 105 °C,

os cadinhos com as amostras foram colocados e deixados por 3 horas ou até peso constante e os resultados expressos em porcentagem (%) de umidade.

O resultado foi dado pela Equação 4:

$$Umidade (\%) = \frac{100 \times N}{P} \quad (4)$$

Onde:

N= n° de gramas de umidade (perda de massa em g) \*

\*perda de massa em g= [Peso cadinho + peso amostra fresca] - [Peso cadinho + peso amostra seca];

P= n° de gramas da amostra.

### 3.2.5.2 Teor de cinzas

O teor de cinzas foi calculado com base na determinação da perda de peso do material submetido à queima em temperatura de 550 °C. A determinação de cinzas permite verificar a adição de matérias inorgânicas às tuberas. Com cadinhos já tarados da análise de teor de umidade, estes foram colocados na mufla com elevação da temperatura, de 50 em 50 °C, até 550 °C. Após três horas os cadinhos foram retirados da mufla e resfriados em dessecador até temperatura ambiente e pesados. Essa etapa foi repetida até peso constante. Os resultados foram expressos em porcentagem (%) de cinzas.

O resultado foi dado pela Equação 5:

$$Cinzas (\%) = \frac{100 \times N}{P} \quad (5)$$

Onde:

N= peso das cinzas em g\* (= [Peso cadinho + cinzas] - [Peso cadinho]);

P= peso da amostra em g.

### 3.2.5.3 Proteínas

A determinação de proteínas baseia-se na determinação de conteúdo de nitrogênio em substâncias orgânicas e inorgânicas, geralmente feito pelo processo de digestão Kjeldahl que se baseia em três etapas principais: digestão, destilação e titulação (AOAC, 1990). A digestão

da amostra foi feita com mistura catalítica 9:1 (Sulfato de sódio + Sulfato de cobre), solução de ácido bórico a 2,5% e indicador misto (vermelho de metila e verde de bromocresol). A destilação foi feita após adição do indicador misto e solução de hidróxido de sódio a 50% até que a solução tivesse cor marrom café. Por fim foi titulado o destilado com solução de ácido clorídrico 0,1 mol L<sup>-1</sup> em temperatura ambiente, até a viragem do indicador (coloração leve tom róseo-avermelhado). Os resultados foram expressos em porcentagem (%) de nitrogênio na amostra.

O resultado foi dado pela Equação 6:

$$\text{Proteínas (\%)} = \frac{V \times N \times F \times 0.014 \times 100}{m} \quad (6)$$

Onde:

V= Volume da solução de ácido clorídrico 0,1 mol L<sup>-1</sup> (ou de ácido sulfúrico 0,05 mol L<sup>-1</sup>) gasto na titulação;

N= normalidade real da solução de ácido clorídrico 0,1 mol L<sup>-1</sup> (ou de ácido sulfúrico 0,05 mol L<sup>-1</sup>);

F= fator de correção da relação nitrogênio/proteína\*;

m= massa da amostra, em gramas.

### **3.2.6 Metabolismo antioxidante**

#### **3.2.6.1 Compostos antioxidantes não enzimáticos**

##### **3.2.6.1.1 Ácido ascórbico**

O conteúdo de ácido ascórbico foi quantificado a partir da reação da solução de Tillman (DFI) com o ácido ascórbico (vitamina C) presente na amostra. A análise foi feita com soluções 2,6 dicloro-fenol indofenol 0,02%, ácido oxálico 0,5% e padrão de ácido ascórbico. A amostra, 4 g foi pesada em bêquer, protegida da luz e oxigenação, e foi diluída em ácido oxálico 0,5% (refrigerado) e transferido, o volume, para um balão volumétrico de 100 mL. Cinco mL do extrato foram transferidos para um Erlenmeyer de 125 mL e completado o volume até 50 mL com água destilada. Após foi feita a titulação com a solução de Tillman refrigerada, até o ponto

de viragem. Os resultados foram expressos em mg de ácido cítrico 100 g<sup>-1</sup> matéria fresca (Strohecker; Henning, 1967).

### 3.2.6.1.2 Fenólicos totais

Os compostos fenólicos totais foram determinados usando o método de Folin-Ciocalteau (Obanda; Owur; Taylor, 1997). A mistura de reação foi composta por 250 µL da amostra (25 µL de extrato + 225 µL de água), 250 µL do reagente Folin–Ciocalteau, 500 µL de carbonato de sódio e 500 µL de água destilada. A mistura foi deixada no escuro por 30 minutos a 25 °C. A absorbância da amostra foi medida em 700 nm. O ácido gálico foi usado como padrão. Os resultados foram expressos em mg equivalentes de ácido gálico (EAG) 100 mg<sup>-1</sup> de matéria fresca.

### 3.2.6.2 Atividade das enzimas antioxidantes

#### 3.2.6.2.1 Preparo do extrato

Os extratos enzimáticos foram determinados com o uso de 1 g de material fresco macerado, ressuspenso em 5 mL de tampão fosfato monobásico de potássio 100 mM com EDTA 0,1 mM pH 7,0 em banho de gelo. A suspensão foi centrifugada a 12.000 g por 15 min a 4 °C e o sobrenadante foi coletado e utilizado como extrato enzimático, sendo posteriormente armazenado a -18 °C até o momento das análises (Yang *et al.*, 2009).

#### 3.2.6.2.2 Proteínas solúveis totais

O conteúdo de proteínas solúveis totais foi determinado segundo Bradford (1976) utilizando como padrão albumina sérica bovina – BSA - (SIGMA) e empregados no cálculo das atividades enzimáticas específicas. Alíquota de 0,1 mL do extrato enzimático foi adicionada à 1 mL do reagente de Bradford e homogeneizada utilizando agitador de tubos tipo Vortex. Após 15 minutos de reação, as leituras das absorbâncias foram realizadas em leitora de microplaca (Pharmacia, modelo Biotech Ultrospec 2000) a 595 nm. Os resultados foram expressos em mg de proteína (P) por g<sup>-1</sup> de polpa.

#### 3.2.6.2.3 Dismutase do superóxido (SOD)

A atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) foi feita segundo Giannopolitis e Ries (1977) baseada na fotorredução do azul de nitrotetrazólio (NBT) pela luz na presença de riboflavina e metionina. Em microplaca, a alíquota de 10 µL do extrato enzimático foi diluída em 95 µL do tampão fosfato de potássio a 50 mM (pH 7,8), contendo EDTA 0,1 mM e metionina 19,5 mM. Na ausência de luz, foram adicionados 15 µL de NBT 750 mM e 30 µL de riboflavina 10 mM. A mistura de reação foi exposta à luz sob uma lâmpada fluorescente de 20 W por 15 min e a absorbância monitorada a 560 nm. Os resultados foram expressos em UA.mg<sup>-1</sup> P, considerando que uma unidade de atividade enzimática (UA) é definida como a quantidade da enzima da SOD necessária para promover 50% de inibição da taxa de fotorredução do NBT (Beauchamp; Fridovich, 1971).

### 3.2.6.2.4 Catalase (CAT)

A atividade da enzima catalase (CAT) foi determinada com o método descrito por Beers e Sizer (1952), com pequenas modificações, baseado na peroxidação do hidrogênio. Em leitora de microplaca, o meio reacional foi composto de 270 µL de tampão fosfato 100 mM (pH 7,0), contendo EDTA 0,1 mM, o qual foi aquecido durante 5 minutos e, em seguida, foram adicionados 12 µL de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a 0,5 M e 18 µL do extrato, iniciando a reação e a atividade da catalase que foi monitorada por absorbância a 240 nm e quantificada utilizando o seu coeficiente de extinção molar (36 M<sup>-1</sup>cm<sup>-1</sup>). Os resultados foram expressos em µmol de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> mg P<sup>-1</sup> min<sup>-1</sup>.

### 3.2.6.2.5 Ascorbato peroxidase (APX)

A atividade da enzima ascorbato peroxidase (APX) foi feita de acordo com o método de Nakano e Asada (1981), baseado na oxidação do ascorbato pelo peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). O meio reacional foi constituído de 110 µL de tampão fosfato 50 mM (pH 6,0), contendo EDTA 0,1 mM, o qual foi aquecido durante 5 minutos e, em seguida, foram adicionados 20 µL do extrato, 10 µL de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> 0,5 M e 10 µL de ácido ascórbico a 15 mM. A taxa de oxidação do ascorbato pelo H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> foi monitorada na absorbância 290 nm no intervalo de 1 minuto após o início da reação pela adição do H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. A atividade enzimática foi quantificada utilizando-se o coeficiente de extinção molar do ascorbato (2,8 mM<sup>-1</sup> cm<sup>-1</sup>) e os

resultados expressos em  $\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2 \text{ mg P}^{-1} \text{ min}^{-1}$ , considerando-se que são necessários 2 moles de ascorbato para reduzir 1 mol de  $\text{H}_2\text{O}_2$ .

### **3.2.7 Delineamento experimental e análise estatística**

O experimento foi montado em delineamento inteiramente casualizado, em quatro repetições, com os tratamentos sendo as concentrações (0,0; 5,0; 10,0; 15,0; 20,0 e 25,0  $\mu\text{M}$ ) de diferentes fontes de selênio (Selenato de sódio -  $\text{Na}_2\text{SeO}_4$  e Selenito de sódio  $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ), adicionados ao meio de cultura MS usado para a micropropagação de mudas de batata-doce cv. Campina.

Os dados foram submetidos ao teste de Shapiro-Wilk (1965) via função *shapiro.test*, presente no pacote *base stats* no Software Rstudio, para verificar se os dados seguiam distribuição normal, antes de se proceder com as análises (R Core Team, 2024). Os dados que seguiram distribuição normal e foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias foram comparadas pelo teste de Scott Knott a  $p < 0,05$  via função *DIC* do pacote *AgroR* (Shimizu; Marubayashi; Gonçalves, 2024). Os dados que não seguiram a distribuição normal foram submetidos a transformação de acordo com as recomendações de Box-Cox via função *transf* presente no pacote *AgroR* (Box-Cox, 1964; Shimizu; Marubayashi; Gonçalves, 2024).

Adicionalmente, foram realizadas análises multivariadas. A Análise de Componentes Principais (PCA) foi feita utilizando as funções *PCA* do pacote *FactoMineR* e *fviz\_pca\_biplot* do pacote *factoextra*, para reduzir a dimensionalidade dos dados e visualizar as relações entre as variáveis (Kassambara; Mundt, 2020).

## **3.3 Resultados**

A **firmeza da polpa (N)** das tuberas suplementadas com selenato de sódio foi, em média, 10,41% maior que a do grupo controle. Os **sólidos solúveis (°Brix)** tiveram aumento nos tratamentos com 15 a 25  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio, sendo, em média, 24,50% maiores que no controle, já nas concentrações de 5 a 10  $\mu\text{M}$  não tiveram diferença em relação ao grupo controle. A **acidez titulável (% de ácido cítrico)** foi, em média, 46,67% maior nos tratamentos com selenato de sódio em comparação ao controle. O tratamento com 20  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio foi 77,78% maior que o controle e 28% maior que os demais tratamentos com selênio. O **índice de maturação (IM)** não teve diferença entre o controle e os tratamentos com 5 a 20  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio. No entanto, o IM no controle e no tratamento com 25  $\mu\text{M}$  de selenato de

sódio foi, em média, 41,29% maior que nos demais tratamentos. O **teor de umidade** foi, em média, 4,12% maior nos tratamentos com 20 e 25 µM de selenato de sódio em comparação ao controle. Os tratamentos com 5 a 15 µM não diferiram entre si. O **teor de cinzas (%)** aumentou 29,36%, em média, nos tratamentos com 5 a 15 µM de selenato de sódio em relação ao controle. Os tratamentos com 20 e 25 µM, por outro lado, não diferiram do controle. O **teor de proteínas (%)** não teve diferença entre o controle e os tratamentos com selenato de sódio. Os **açúcares totais** foram, em média, 17,79% maiores nos tratamentos com 15 e 20 µM de selenato de sódio em comparação ao controle. As concentrações de 5, 10 e 25 µM não diferiram entre si. Os **açúcares redutores** também foram afetados, sendo, em média, 116,71% maiores nos tratamentos com 15 e 20 µM de selenato de sódio em comparação ao controle. Os tratamentos com 5, 10 e 25 µM não diferiram em relação ao grupo controle (Tabela 2).

Tabela 2- Parâmetros (PAR) de firmeza (FIR, N- Newton), sólidos solúveis (SS, ° Brix), acidez titulável (AT, % de ácido cítrico), índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade (TU, %), teor de cinzas (TC, %), teor de proteínas (PRT, %), açúcares totais (AcT, %) e açúcares redutores (AcR, %) de tubérculos de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_4$ ) em diferentes concentrações.

PAR	Concentração (µM)						<i>e</i>
	0,00	5,00	10,00	15,00	20,00	25,00	
FIR	46,30 <sup>b</sup>	<b>50,21<sup>a</sup></b>	<b>52,11<sup>a</sup></b>	<b>51,27<sup>a</sup></b>	<b>51,92<sup>a</sup></b>	<b>50,10<sup>a</sup></b>	0,850
SS	4,00 <sup>b</sup>	4,00 <sup>b</sup>	4,25 <sup>b</sup>	<b>4,75<sup>a</sup></b>	<b>5,00<sup>a</sup></b>	<b>5,50<sup>a</sup></b>	0,300
AT	0,09 <sup>c</sup>	0,12 <sup>b</sup>	0,13 <sup>b</sup>	0,13 <sup>b</sup>	<b>0,16<sup>a</sup></b>	0,12 <sup>b</sup>	0,006
IM	<b>47,90<sup>a</sup></b>	35,92 <sup>b</sup>	30,72 <sup>b</sup>	35,73 <sup>b</sup>	30,26 <sup>b</sup>	<b>45,80<sup>a</sup></b>	3,700
pH	6,19 <sup>c</sup>	6,14 <sup>d</sup>	6,08 <sup>e</sup>	6,19 <sup>c</sup>	6,26 <sup>b</sup>	<b>6,53<sup>a</sup></b>	0,020
TU	64,71 <sup>b</sup>	62,97 <sup>b</sup>	63,67 <sup>b</sup>	63,67 <sup>b</sup>	<b>65,79<sup>a</sup></b>	<b>66,98<sup>a</sup></b>	0,470
TC	0,80 <sup>b</sup>	<b>0,94<sup>a</sup></b>	<b>1,05<sup>a</sup></b>	<b>1,05<sup>a</sup></b>	0,77 <sup>b</sup>	0,78 <sup>b</sup>	0,050
PRT	1,21 <sup>ns</sup>	1,56 <sup>ns</sup>	1,48 <sup>ns</sup>	1,59 <sup>ns</sup>	1,50 <sup>ns</sup>	1,49 <sup>ns</sup>	0,101
AcT	3,52 <sup>b</sup>	3,11 <sup>b</sup>	3,62 <sup>b</sup>	<b>3,93<sup>a</sup></b>	<b>4,05<sup>a</sup></b>	3,30 <sup>b</sup>	0,140
AcR	1,08 <sup>b</sup>	0,54 <sup>b</sup>	0,93 <sup>b</sup>	<b>1,80<sup>a</sup></b>	<b>2,22<sup>a</sup></b>	1,16 <sup>b</sup>	0,190

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $p<0,05$ ). <sup>ns</sup>Não há diferença significativa. *e*- erro padrão da média.

Fonte: Elaborado pelo autor

A **firmeza da polpa (N)** das tubérculos suplementadas com selenito de sódio (5 a 20 µM) foi, em média, 10,46% maior que a do grupo controle. O tratamento com 25 µM de selenito de sódio não diferiu em relação ao controle. Os **sólidos solúveis (°Brix)** foram, em média, 29,03% maiores apenas no tratamento com 25 µM de selenito de sódio, em comparação ao controle, já nas concentrações de 5 a 20 µM não diferiram entre si. A **acidez titulável (% de ácido cítrico)**

foi, em média, 53,33% maior nos tratamentos com selenito de sódio em comparação ao controle. O **índice de maturação (IM)** e o **teor de umidade (%)** não diferiram entre o controle e os tratamentos com selenito de sódio. O **teor de cinzas (%)** nos tratamentos com 10, 15 e 25 µM de selenito de sódio não diferiram do controle, aqueles com 5 a 20 µM foram, em média, 17,54% menores tanto em relação ao controle quanto aos demais tratamentos. O **teor de proteínas (%)** foi, em média, 22,64% maior nos tratamentos com selenito de sódio em comparação ao controle. Os **açúcares totais** foram, em média, 42,40% maiores nos tratamentos com selenito de sódio em relação ao controle. O tratamento com 20 µM de selenito de sódio foi, em média, 53,98% maior que o controle e teve incrementos de 25,17%, 5,24% e 25,17% em relação às concentrações de 25, 5, 10 e 15 µM de selenito de sódio, respectivamente (Tabela 3).

Tabela 3- Parâmetros (PAR) de firmeza (FIR, N- Newton), sólidos solúveis (SS, ° Brix), acidez titulável (AT, %), índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade (TU, %), teor de cinzas (TC, %), teor de proteínas (PRT, %), açúcares totais (AcT, %) e açúcares redutores (AcR, %) de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ) em diferentes concentrações.

PAR	Concentração (µM)						<i>e</i>
	0,00	5,00	10,00	15,00	20,00	25,00	
FIR	46,30 <sup>b</sup>	<b>50,81<sup>a</sup></b>	<b>51,85<sup>a</sup></b>	<b>52,87<sup>a</sup></b>	<b>51,76<sup>a</sup></b>	47,94 <sup>b</sup>	0,980
SS	4,00 <sup>b</sup>	4,75 <sup>b</sup>	5,00 <sup>b</sup>	4,75 <sup>b</sup>	4,75 <sup>b</sup>	<b>6,00<sup>a</sup></b>	0,290
AT	0,09 <sup>b</sup>	<b>0,14<sup>a</sup></b>	<b>0,13<sup>a</sup></b>	<b>0,14<sup>a</sup></b>	<b>0,13<sup>a</sup></b>	<b>0,15<sup>a</sup></b>	0,005
IM	47,90 <sup>ns</sup>	34,18 <sup>ns</sup>	37,74 <sup>ns</sup>	34,03 <sup>ns</sup>	35,60 <sup>ns</sup>	38,69 <sup>ns</sup>	3,360
pH	6,19 <sup>d</sup>	6,25 <sup>c</sup>	6,30 <sup>b</sup>	<b>6,36<sup>a</sup></b>	<b>6,36<sup>a</sup></b>	6,15 <sup>d</sup>	0,020
TU	64,71 <sup>ns</sup>	65,16 <sup>ns</sup>	65,00 <sup>ns</sup>	64,42 <sup>ns</sup>	66,22 <sup>ns</sup>	64,32 <sup>ns</sup>	0,490
TC	<b>0,80<sup>a</sup></b>	0,72 <sup>b</sup>	<b>0,94<sup>a</sup></b>	<b>0,83<sup>a</sup></b>	0,69 <sup>b</sup>	<b>0,85<sup>a</sup></b>	0,040
PRT	1,21 <sup>b</sup>	<b>1,47<sup>a</sup></b>	<b>1,39<sup>a</sup></b>	<b>1,43<sup>a</sup></b>	<b>1,51<sup>a</sup></b>	<b>1,62<sup>a</sup></b>	0,060
AcT	3,52 <sup>d</sup>	4,33 <sup>c</sup>	5,18 <sup>b</sup>	5,12 <sup>b</sup>	<b>5,42<sup>a</sup></b>	3,49 <sup>d</sup>	0,060
AcR	1,08 <sup>d</sup>	1,75 <sup>c</sup>	1,78 <sup>c</sup>	2,24 <sup>b</sup>	<b>3,01<sup>a</sup></b>	0,95 <sup>d</sup>	0,170

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $p<0,05$ ). <sup>ns</sup>Não há diferença significativa. *e*- erro padrão da média.

Fonte: Elaborado pelo autor

O **ácido ascórbico** foi, em média, 0,35% maior nos tratamentos com selenato de sódio em comparação ao controle. Os **fenólicos totais** nos tratamentos de 10 e 15 µM foram, em média, maior 41,09%, 34,39% e 22,35% que as concentrações de 20 µM, o controle, e 5 e 25 µM de selenato de sódio, respectivamente. A **superóxido dismutase** no tratamento de 10 µM foi, em média, 246,21% maior que o controle e 50,63% maior que as concentrações de 5 a 25 µM de selenato de sódio. A **catalase** nos tratamentos de 20 e 25 µM foi notavelmente superior,

com aumentos médios de 99,68% e 33,63% em relação ao controle e aos tratamentos de 5 e 15 µM de selenato de sódio, respectivamente. A concentração de 10 µM não diferiu do controle. A **ascorbato peroxidase** no tratamento de 5 µM teve o maior resultado, em média 679,05% maior que o controle e 47,39% maior que as concentrações de 10 a 25 µM de selenato de sódio (Tabela 4).

Tabela 4- Parâmetros (PAR) ácido ascórbico (AA, mg de ácido ascórbico 100g de polpa<sup>-1</sup>), fenólicos totais (PET, mg equivalentes de ácido gálico 100g de polpa<sup>-1</sup>), dismutase do superóxido (SOD, UA mg proteína<sup>-1</sup>), catalase [CAT, µmol H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (mg proteína min)<sup>-1</sup>] e ascorbato peroxidase [APX, µmol ascorbato (mg proteína min)<sup>-1</sup>] de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropagadas e suplementadas com selenato de sódio (Na<sub>2</sub>SeO<sub>4</sub>) em diferentes concentrações.

PAR	Concentração (µM)						<i>e</i>
	0,00	5,00	10,00	15,00	20,00	25,00	
AA	3,96 <sup>b</sup>	3,97 <sup>a</sup>	3,98 <sup>a</sup>	3,98 <sup>a</sup>	3,97 <sup>a</sup>	3,98 <sup>a</sup>	0,01
PET	4,42 <sup>c</sup>	4,83 <sup>b</sup>	5,86 <sup>a</sup>	6,02 <sup>a</sup>	4,21 <sup>d</sup>	4,88 <sup>b</sup>	0,07
SOD	46,72 <sup>c</sup>	102,19 <sup>b</sup>	161,75 <sup>a</sup>	116,69 <sup>b</sup>	115,45 <sup>b</sup>	95,21 <sup>b</sup>	8,48
CAT	109,42 <sup>c</sup>	221,76 <sup>b</sup>	199,05 <sup>b</sup>	239,17 <sup>b</sup>	302,65 <sup>a</sup>	313,31 <sup>a</sup>	14,02
APX	2,53 <sup>c</sup>	19,71 <sup>a</sup>	12,64 <sup>b</sup>	13,86 <sup>b</sup>	13,48 <sup>b</sup>	13,51 <sup>b</sup>	1,66

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (*p*<0,05). ns Não há diferença significativa. *e*- erro padrão da média.

Fonte: Elaborado pelo autor

O **ácido ascórbico** foi, em média, 0,61% maior nos tratamentos com selenito de sódio em comparação ao controle. Os **fenólicos totais** no tratamento de 25 µM foi significativamente maior, em média, 156,11%, 46,16%, 38,22% e 19,03% que no controle, e nas concentrações de 10, 15, 5 e 20 µM de selenito de sódio, respectivamente. A **superóxido dismutase** no tratamento de 15 µM foi 277,48% e 76,92% maior, em que no controle e nas concentrações de 5, 10, 20 e 25 µM de selenito de sódio. A **catalase** no tratamento de 10 µM apresentou os maiores aumentos, sendo em média 164,26%, 85,13% e 17,88% superior ao controle e às concentrações de 20, 25 e 10 µM de selenito de sódio, respectivamente. A concentração de 5 µM não mostrou diferença em relação ao controle. A **ascorbato peroxidase** no tratamento de 25 µM de selenito de sódio houve aumento expressivo, sendo em média 450,99%, 181,62%, 67,55% e 22,93% maior que o controle, e as concentrações de 10, 15, 5 e 20 µM de selenito de sódio, respectivamente.

Tabela 5- Parâmetros (PAR) ácido ascórbico (AA, mg de ácido ascórbico 100g de polpa<sup>-1</sup>), fenólicos totais (PET, mg equivalentes de ácido gálico 100g de polpa<sup>-1</sup>), dismutase do superóxido (SOD, UA mg proteína<sup>-1</sup>), catalase [CAT, µmol H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (mg proteína min)<sup>-1</sup>] e ascorbato peroxidase [APX, µmol ascorbato (mg proteína min)<sup>-1</sup>] de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas e suplementadas com selenito de sódio (Na<sub>2</sub>SeO<sub>3</sub>) em diferentes concentrações.

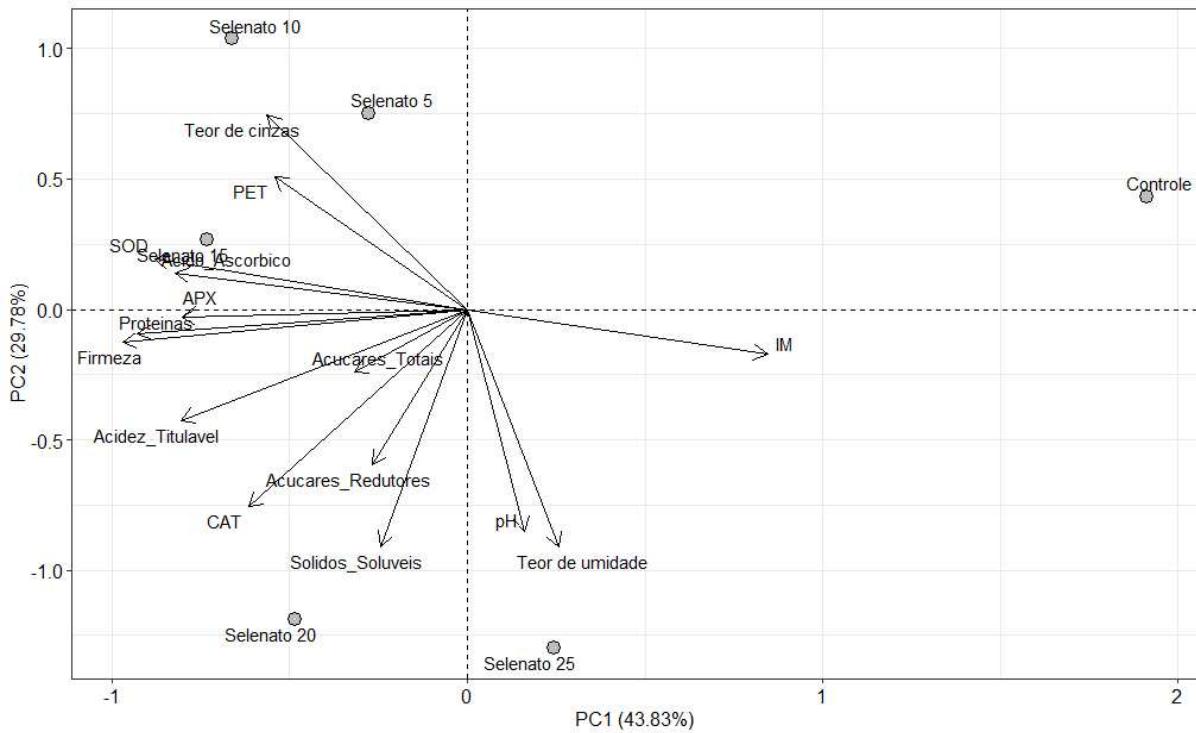
PAR	Concentração (µM)						<i>e</i>
	0,00	5,00	10,00	15,00	20,00	25,00	
AA	3,96 <sup>b</sup>	3,98 <sup>a</sup>	3,99 <sup>a</sup>	3,99 <sup>a</sup>	3,98 <sup>a</sup>	3,98 <sup>a</sup>	0,004
PET	4,42 <sup>e</sup>	8,19 <sup>c</sup>	7,64 <sup>d</sup>	7,85 <sup>d</sup>	9,51 <sup>b</sup>	11,32 <sup>a</sup>	0,10
SOD	46,72 <sup>c</sup>	99,70 <sup>b</sup>	91,32 <sup>b</sup>	176,36 <sup>a</sup>	117,85 <sup>b</sup>	89,86 <sup>b</sup>	8,96
CAT	109,42 <sup>d</sup>	106,72 <sup>d</sup>	289,15 <sup>a</sup>	245,29 <sup>b</sup>	152,73 <sup>c</sup>	159,64 <sup>c</sup>	10,59
APX	2,53 <sup>e</sup>	11,54 <sup>b</sup>	4,95 <sup>d</sup>	8,32 <sup>c</sup>	11,14 <sup>b</sup>	13,94 <sup>a</sup>	0,69

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott (*p*<0,05). ns Não há diferença significativa. *e*- erro padrão da média.

Fonte: Elaborado pelo autor

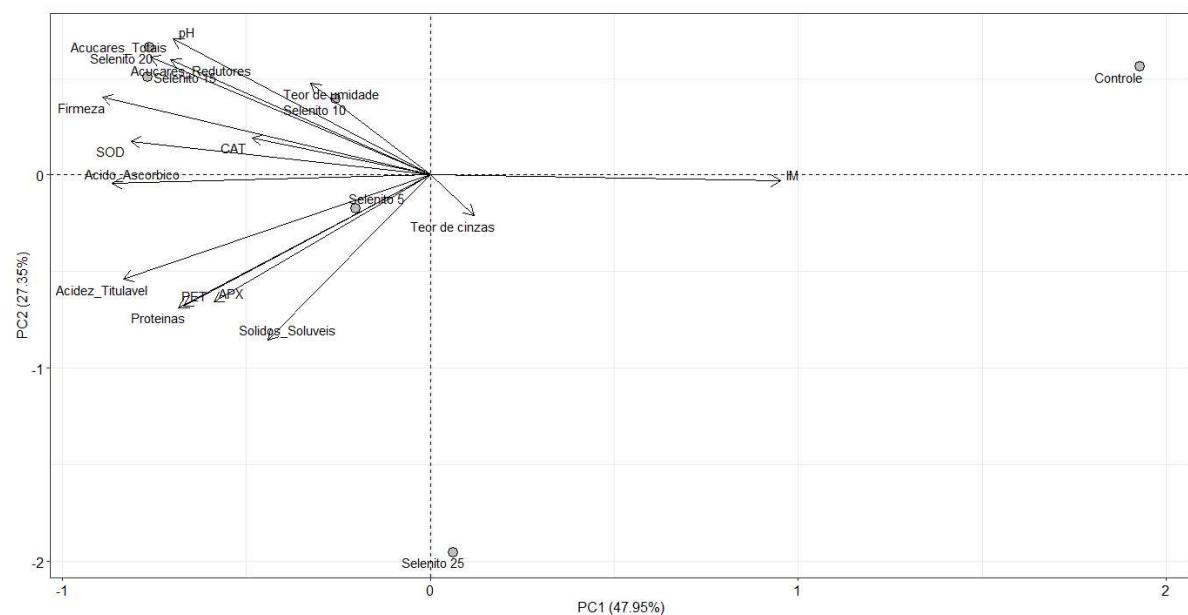
As relações entre as variáveis de qualidade pós-colheita e atividade antioxidante não-enzimática e enzimática de tuberas de batata-doce micropropagadas em meio suplementado com diferentes concentrações de selenato de sódio (Figura 2) e selenito de sódio (Figura 3) são mostradas em dois gráficos de componentes principais (PC1 e PC2).

Figura 2- Análise de componentes principais (PC) para os parâmetros firmeza, sólidos solúveis, acidez titulável, índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade, cinzas e proteínas, açúcares totais, açúcares redutores, ácido ascórbico, fenólicos totais (PET), dismutase do superóxido (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX) de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropropagadas suplementadas com diferentes concentrações de selenato de sódio (Na<sub>2</sub>SeO<sub>4</sub>) [0,00 (Controle); 5,00 (Selenato 5); 10,00 (Selenato 10); 15,00 (Selenato 15); 20,00 (Selenato 20) e 25,00 µM (Selenato 25)].



Fonte: Elaborado pelo autor

Figura 3 - Análise de componentes principais (PC) para os parâmetros firmeza, sólidos solúveis, acidez titulável, índice de maturação (IM), pH da polpa (pH), teor de umidade, cinzas e proteínas, açúcares totais, açúcares redutores, ácido ascórbico, fenólicos totais (PET), dismutase do superóxido (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX) de tuberas de batata-doce produzidas a partir de mudas micropagadas suplementadas com diferentes concentrações de selenito de sódio ( $\text{Na}_2\text{SeO}_3$ ) [0,00 (Controle); 5,00 (Selenito 5); 10,00 (Selenito 10); 15,00 (Selenito 15); 20,00 (Selenito 20) e 25,00  $\mu\text{M}$  (Selenito 25)].



Fonte: Elaborado pelo autor

Os dois componentes principais no experimento com selenato de sódio explicam 73,61% de toda variância do experimento. A PC1 (43,83%) separou, principalmente, o controle dos tratamentos com selenato. Parâmetros como índice de maturação (IM) e teor de cinzas foram positivamente correlacionados com este componente.

A PC2 (29,78%) diferenciou as concentrações moderadas (5, 10 e 15  $\mu\text{M}$ ) das mais elevadas (20 e 25  $\mu\text{M}$ ). Parâmetros associados ao potencial antioxidante (ácido ascórbico, SOD, APX e PET) e teor de cinzas têm forte correlação positiva com esse componente.

O tratamento controle, isolado à direita na figura, tem forte associação ao índice de maturação (IM), sugerindo menor qualidade nutricional em relação aos tratamentos com selênio. Os tratamentos com 5 e 10  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio agrupam-se na região superior central do gráfico, e estão mais associados ao teor de cinzas e fenólicos totais (PET), indicando um aumento nesses compostos em baixas concentrações de selênio. A concentração de 15  $\mu\text{M}$  de selenato, posicionada mais próxima a variáveis relacionadas à atividade antioxidante (SOD, APX) e proteínas, sugere que essa concentração favorece o aumento dessas propriedades nas tuberas. O tratamento com 20  $\mu\text{M}$  ficou mais relacionado a sólidos solúveis, açúcares redutores e CAT, o que sugere que esta concentração favorece a qualidade pós-colheita, com maior teor de carboidratos e atividade antioxidante. Já a concentração de 25  $\mu\text{M}$  de selenato, que ficou isolada no quadrante inferior direito, parece estar mais relacionada ao teor de umidade e pH, podendo indicar efeitos negativos nas tuberas quando provenientes de mudas com concentrações mais elevadas de selenato. Assim, as concentrações de 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio parecem promover a melhor qualidade pós-colheita e atividade antioxidante nas tuberas de batata-doce, destacando-se pelo aumento de açúcares, sólidos solúveis e enzimas antioxidantes. Concentrações muito elevadas (25  $\mu\text{M}$ ) podem ter efeitos adversos, aumentando o teor de umidade e alterando o pH da polpa.

No experimento com selenito, os dois componentes principais explicam 75,30% de toda a variância. A PC1 (47,95%) separa, principalmente, o controle dos tratamentos com selenito. Parâmetros como índice de maturação e teor de cinzas estão positivamente correlacionados com este componente.

A PC2 (27,35%) diferenciou concentrações moderadas (5, 10, 15 e 20  $\mu\text{M}$ ) da mais elevada (25  $\mu\text{M}$ ). Parâmetros associados ao potencial antioxidante (SOD e CAT), açúcares, teor de umidade e firmeza têm forte correlação positiva com esse componente.

O tratamento controle, isolado à direita na figura, teve forte associação ao índice de maturação (IM), sugerindo menor qualidade nutricional em relação aos tratamentos com selênio.

Os tratamentos com 10, 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenito de sódio agruparam-se na região superior central do gráfico, estando associados ao teor de umidade, açúcares e atividade das enzimas SOD e CAT, o que indica um aumento nesses compostos em baixas concentrações de selênio. As concentrações de 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenito, mais próximas a variáveis relacionadas aos açúcares totais, sugere que estas concentrações favorecem a qualidade pós-colheita, com maior teor de carboidratos e atividade antioxidante. O tratamento com 5  $\mu\text{M}$  teve maior efeito nos sólidos solúveis, acidez titulável, fenólicos totais (PET) e atividade da enzima APX. Já a concentração de 25  $\mu\text{M}$  de selenito ficou isolada no quadrante inferior direito, e não teve relação de efeito com nenhum componente, o que pode indicar efeitos negativos em concentrações elevadas de selenito. Assim, as concentrações de 10, 15 e 20  $\mu\text{M}$  de selenito de sódio parecem promover a melhor qualidade pós-colheita e atividade antioxidante nas tuberas de batata-doce, destacando-se pelo aumento de açúcares e enzimas antioxidantes, já as concentrações muito elevadas (25  $\mu\text{M}$ ) podem ter efeitos adversos ou não significativos para as variáveis analisadas.

A maioria dos vetores estão próximos das concentrações de 15 e 20  $\mu\text{M}$  (Selenato 15 e Selenato 20; Selenito 15 e Selenito 20) para as duas fontes de selênio. No entanto, considerando que a qualidade pós-colheita interfere diretamente na aceitação do produto pelos consumidores e em seu valor de mercado, a concentração de 20  $\mu\text{M}$  de selenato de sódio foi a que proporcionou tuberas com maior teor de sólidos solúveis, açúcares e ácidos orgânicos. Já para o selenito 20  $\mu\text{M}$  possibilitou a obtenção de tuberas com maior teor de antioxidantes e açúcares (Figura 2 e 3).

### **3.4 Discussão**

Embora o selênio (Se) não seja considerado um nutriente essencial para as plantas, ele é benéfico para diversas culturas, incluindo a batata-doce (White, 2015). Como observado neste e em outros trabalhos, o Se tem seus benefícios relacionados, principalmente, ao aumento da capacidade do sistema antioxidante, enzimático e não enzimático, auxiliando na proteção contra o estresse oxidativo (Cunha; Prado, 2023). Além disso, o Se participa de processos importantes como a síntese de aminoácidos e proteínas, cruciais para o desenvolvimento e crescimento das tuberas de batata-doce, da produção e acúmulo de açúcares, interferindo diretamente na qualidade nutricional e energética da batata-doce (Silva; Vendrame; Amaro, 2019; Seliem *et al.*, 2020; Mateus *et al.*, 2021).

Apesar do selenato ser mais facilmente transportado nos tecidos vegetais e atingir concentrações mais elevadas nos vasos condutores do que o selenito, este último tem maior

potencial de causar fitotoxicidade, devido à sua rápida conversão em selenoaminoácidos, que podem ser incorporados às proteínas das plantas (Deng *et al.*, 2017; Lima; Pilon-Smits; Schiavon, 2018). Neste trabalho não foram observadas diferenças em relação aos fatores avaliados para as tûberas de batata-doce, independentemente da fonte de Se utilizada, já que sua presença e, até certo ponto, na mesma concentração (20 µM), influenciaram positivamente as características avaliadas.

Com os resultados observados foi possível verificar os benefícios da suplementação com selenato e selenito de sódio no meio de cultivo com o aumento da firmeza, sólidos solúveis (SS) e acidez titulável (AT) em tûberas de batata-doce. Resultados semelhantes foram observados para frutos de pêra, pêssego e tomate, com a firmeza e SS maiores em plantas tratadas com 1 mg L<sup>-1</sup> de selenato de sódio, e para a AT em tomate, que aumentou com a aplicação de 1mg L<sup>-1</sup> de selenato e selenito de sódio na solução nutritiva (Zhu *et al.*, 2017; Oliveira *et al.*, 2018). Tais resultados podem estar relacionados a propriedade do Se em reduzir a transcrição dos genes ACS2, ACS4, AC01 e Rboh1, reduzindo ou até mesmo inibindo a biossíntese de etileno, um hormônio vegetal que induz a maturação e senescência de tecidos vegetais na planta (Pezzarossa *et al.*, 2012; Zhu *et al.*, 2016).

O aumento da AT nas tûberas é seguido da redução no índice de maturidade (IM), uma vez que ambos são inversamente proporcionais. No processo de maturação a maior degradação de ácidos orgânicos, que são utilizados na respiração e para a conversão de amido em açúcares, é desacelerada pela presença do Se nos tecidos, o que reduz o IM das tûberas produzidas (Lombardi; Moraes; Camelatto, 2000; Matarazzo *et al.*, 2013). Em tomateiro, a aplicação de 1mg L<sup>-1</sup> de selenato de sódio, ocasionou atraso na maturação dos frutos, estando este efeito relacionado à manutenção de altos níveis de AT durante o armazenamento e função antioxidante do elemento (Zhu *et al.*, 2016).

Os valores de SS, AT, pH, teor de umidade e cinzas obtidos com a suplementação de Se no meio de cultivo para a produção das mudas de batata-doce, estão dentro do padrão para consumo, valores fora do padrão poderiam levar a uma desestabilização, deterioração e perda da qualidade desse alimento (Santos; Pagani, 2017; Câmara *et al.*, 2019; Ribeiro *et al.*, 2020).

O teor de cinzas aumentou nas tûberas de batata-doce com a suplementação de até 15 µM de selenato de sódio no meio de cultura para produção de mudas. Genes envolvidos no transporte de sulfato, em plantas, como SULTR1;1, SULTR1;3 e SULTR4;1, são estimulados a se expressarem quando há Se nos tecidos das plantas. Isso aumenta a assimilação de enxofre nessas que, por mecanismos de compensação e manutenção do equilíbrio de íons, altera a absorção de outros macros e micronutrientes (Boldrin *et al.*, 2016). No cultivo de noz (*Juglans*

*regia* L.) a pulverização foliar de 300 mg L<sup>-1</sup> de selenato e selenito de sódio possibilitou maior absorção de minerais como Zn e Mg, e em melancia, 50 mg L<sup>-1</sup> de Se, na solução nutritiva, possibilitou maior absorção de Ca e Mg, enquanto a concentração de 200 mg L<sup>-1</sup> reduziu suas absorções (Du; Ma; Xue, 2020; Sun *et al.*, 2022).

O maior teor proteico observado nas tubéreas provenientes de mudas produzidas em meio de cultura suplementado com selenito de sódio também foi observado em grãos de feijão-mungo com a aplicação de 30 g ha<sup>-1</sup> de Se (Wang *et al.*, 2024). Dependendo da concentração e da forma como o Se é absorvido pela planta, este mineral pode otimizar o metabolismo do enxofre, levando a uma maior síntese de aminoácidos e, consequentemente, a um aumento no teor de proteínas nos órgãos de reserva (Schiavon *et al.*, 2016). Por outro lado, concentrações muito elevadas de Se podem interferir negativamente no metabolismo do enxofre, inibindo a atividade de enzimas essenciais ou causando a incorporação inadequada de Se, no lugar do enxofre, principalmente em proteínas, causando diminuição do seu teor devido à toxicidade na planta (Schiavon; Pilon-Smits, 2016). O aminoácido é a unidade básica de formação das proteínas, com a alteração de seu metabolismo, pela presença excessiva de Se, pode ocorrer prejuízo a síntese proteica (Schiavon *et al.*, 2016; Tian *et al.*, 2016; Mostofa *et al.*, 2017).

Os maiores teores de açúcares totais e redutores nas tubéreas de batata-doce provenientes de mudas suplementadas com 20 µM de selenato e selenito de sódio, são semelhantes aos observados para o maracujá e chá verde (*Camellia Sinensis*) que, em pulverização foliar de 2,5 mg L<sup>-1</sup> de Se, tiveram maiores translocações e acúmulo de açúcares provocados pela maior eficiência fotossintética observada, além de um aumento do teor de SS e minerais, tudo isso contribuindo para melhorar a qualidade pós colheita (Huang *et al.*, 2020; Li *et al.*, 2021).

A maior concentração de ácido ascórbico (AsA) em tubéreas de batata-doce obtidas de mudas produzidas em meio de cultura com selenato e selenito de sódio foi semelhante aos observados para colza (*Brassica napus* L.), em que mudas pré-tratadas com 25 µM de selenato de sódio tiveram níveis de AsA maior que aquelas não tratadas (Hasanuzzaman; Hossain; Fujita, 2011). O tratamento de plantas com Se pode aumentar, até certo limite, a absorção de enxofre pelas plantas, tornando-o mais prontamente disponível para a síntese da glutationa reduzida (GSH), um tripeptídeo antioxidante, doador de elétrons e cofator enzimático que atua na regeneração do ascorbato oxidado (Hasanuzzaman; Hossain; Fujita, 2011; Feng; Wei; Tu, 2013).

O maior conteúdo total de fenólicos (PET) nas tubéreas de batata-doce provenientes de mudas suplementadas com 10 e 15 µM de selenato e 25 µM de selenito de sódio, foi semelhante ao observado em plantas de alho tratadas com 4 mg L<sup>-1</sup> de Se, em que o aumento do conteúdo

total de fenólicos, possivelmente, ocorreu devido ao aumento da atividade da enzima fenilalanina amônia-liase (PAL), a primeira enzima da via fenilpropanoide responsável pela síntese de compostos fenólicos (Wang *et al.*, 2016; Astaneh *et al.*, 2018; Barros; Dixon, 2020).

A maior capacidade antioxidante por meio do aumento da atividade das enzimas superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX), nas tuberas de batata-doce, provenientes de mudas suplementadas com 5 µM de selenato e 10 µM de selenito de sódio, foram semelhantes ao observado no cultivo de batata inglesa, em que a atividade de SOD, CAT, APX, nos tubérculos, foi influenciada pela aplicação de Se, com a atividade de SOD e CAT aumentando com a aplicação de 1,5 mg kg<sup>-1</sup> de selenato e selenito de sódio. Também para as plantas de alface e feno-grego (*Trigonella foenum-graecum* L.) foram relatadas correlações positivas entre a aplicação de 0,1 mg L<sup>-1</sup> e 0,75mg L<sup>-1</sup> de ácido selênico e selenito de sódio, respectivamente, e as atividades das enzimas SOD e CAT, sendo esta uma evidência indireta de que a aplicação de Se, até uma determinada concentração, a depender da espécie de planta, pode aumentar a tolerância ao estresse oxidativo, atuando como cofator da enzima glutationa peroxidase que está envolvida na expressão de genes que codificam outras enzimas do sistema antioxidante da planta ocasionando aumento da atividade antioxidante (Niu *et al.*, 2020; Wu *et al.*, 2020; Peng *et al.*, 2020).

Há poucos estudos que abordam os efeitos do Se na fase de produção de mudas, sendo a maioria deles estudando aplicações no campo na fase produtiva das culturas (White, 2018; Peng *et al.*, 2020). Devido a isto, este estudo foi inovador, já que seus resultados possibilitam a indicação de uma nova metodologia de produção de mudas de batata-doce *in vitro* com impactos positivos na produção de suas tuberas.

### **3.5 Conclusão**

A suplementação com selênio (selenato e selenito de sódio) possibilita a modificação positiva de características das tuberas de batata-doce quanto a melhoria da qualidade nutricional e da capacidade antioxidante. A concentração de 20 µM de selenato de sódio, que resultou em tuberas com maior teor de sólidos solúveis, açúcares e ácidos orgânicos, e de 20 µM de selenito de sódio, com maior teor de antioxidantes e açúcares, ocasionaram alterações diretas nas tuberas que podem influenciar positivamente na aceitação e no valor de mercado da batata-doce. Assim, os resultados obtidos com esta pesquisa reforçam o potencial do selênio como biofortificante agronômico, mas, também alertam para a importância da otimização da concentração deste

mineral e da forma química utilizada para maximizar os benefícios e evitar possíveis efeitos indesejados.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, H. J.; DUTRA, A. F.; CECÍLIO FILHO, A. B. Biofortificação de Hortaliças e Saúde Global-Um Enfoque para Selênio, Zinco, Ferro e Iodo. In: PRADO, R. M.; CECÍLIO FILHO, A. B. **Nutrição e Adubação de Hortaliças**, São Paulo: FCAV – Unesp, 2016. p.103-150.
- ANDRADE, F. R.; SILVA, G. N.; GUIMARÃES, K. C. Selenium protects rice plants from water deficit stress. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, [s.l.], v. 164, p. 562–570, 2018.
- ANDRADE JÚNIOR. V. C.; GOMES, J. A. A.; OLIVEIRA, C. M.; AZEVEDO, A. M.; FERNANDES, J. S. C.; GOMES, L. A. A.; MALUF, W. R. Resistência de clones de batatadoce a *Meloidogyne javanica*. **Horticultura Brasileira**, [s.l.], v. 34, n. 1, p. 130-36, 2016.
- AOAC. Association of Official Analytical Collaboration. **Official Methods of Analysis**. 15. Ed. Virginia: AOAC, 1990.
- ARAUJO, A. M.; LESSA, J. H. L.; LIMA, F. R. D.; RAYMUNDO, J. F.; CURI, N.; GUILHERME, L. R. G.; LOPES, G. Adsorption of selenite in tropical soils as affected by soil management, ionic strength, and soil properties. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, [s.l.], v. 20, n. 1, p. 139–148, 2020.
- ASAYESH, Z. M.; VAHIDATI, K.; ALINIAEIFARD, S.; ASKARI, N. Enhancement of ex vitro acclimation of walnut plantlets through modification of stomatal characteristics in vitro. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 220, p. 114-121, 2017.
- ASTANEH, R.K.; BOLANDNAZAR, S.; NAHANDI, F.Z.; OUSTAN, S. Effect of selenium application on phenylalanine ammonia-lyase (PAL) activity, phenol leakage and total phenolic content in garlic (*Allium sativum* L.) under NaCl stress. **Information Processing in Agriculture**, [s.l.], v. 5, p. 339–344, 2018.
- BABALAR, M.; MOHEBBI, S.; ZAMANI, Z.; ASKARI, M. A. Effect of foliar application with sodium selenate on selenium biofortification and fruit quality maintenance of ‘Starking Delicious’ apple during storage. **Science Food Agriculture**, [s.l.], v. 99, p. 5149-5156, 2019.
- BARROS, J.; DIXON, R.A. Plant Phenylalanine/Tyrosine ammonia-lyases. **Trends in Plant Science**, [s.l.], v. 25, p. 66–79, 2020.
- BEERS, R. F.; SIZER, I. W. A spectrophotometric method for measuring the breakdown of hydrogen peroxide by catalase. **Journal of Biological Chemistry**, [s.l.], v. 195, p. 133-140, 1952.
- BEHERA, S.; ROUT, K. K.; PANDA, P. C.; NAIK, S. K. Production of non-embryogenic synthetic seeds for propagation and germplasm transfer of *Hedychium coronarium*. **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants**, [s.l.], v. 19, p. 100271, 2020.
- BELLUMORI, M.; ZONFRILLO, B.; MAGGINI, V.; BOGANI, P.; GALLO, E.; FIRENZUOLI, F.; MULINACCI, N.; INNOCENTI, M. *Acemella oleracea* (L.) RK Jansen:

Alkylamides and phenolic compounds in aerial parts and roots of in vitro seedlings. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, [s.l.], v. 220, n. 25, p. 114991, 2022.

BOLDRIN, P. F.; FAQUIN, V.; RAMOS, S. J.; BOLDRIN, K. V. F.; ÁVILA, F. W.; GUILHERME, L. R. G. Soil and foliar application of selenium in rice biofortification. **Journal of Food Composition and Analysis**, [s.l.], v. 31, n. 2, p. 238-244, 2013.

BOLDRIN, P. F.; FAQUIN, V.; RAMOS, S. J.; GUILHERME, L. R. G.; BASTOS, C. E. A.; CARVALHO, G. S.; COSTA, E. T. S. Selenato e selenito na produção e biofortificação agronômica com selênio em arroz. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47. n. 6, p. 831-837, 2012.

BOLDRIN, P. F.; FIGUEIREDO, M. A.; YANG, Y.; LUO, H.; GIRI, S.; HART, J. J.; FAQUIN, V.; GUILHERME, L. R. G.; THANNHAUSER, T. W.; LI, L. Selenium promoters sulfur accumulation and plant growth in wheat (*Triticum aestivum*). **Physiologia Plantarum**, [s.l.], v. 158, p. 80–91, 2016.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical biochemistry**, [s.l.], v. 72, n. 1-2, p. 248-254, 1976.

BRASIL, Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos**. Brasília: Ministério da Saúde, 2005.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 46, de 22 de novembro de 2016. **Ficam estabelecidas as regras sobre definições, exigências, especificações, garantias, registro de produto, autorizações, embalagem, rotulagem, documentos fiscais, propagandas e tolerâncias dos fertilizantes minerais destinados à agricultura**. Diário Oficial da União: seção 1, Brasília, DF, 23 nov. 2016

BOX, G. E., COX, D. R. An analysis of transformations. **Journal of the Royal Statistical Society: Series B (Methodological)**, [s.l.], v. 26, n. 2, p. 211-243, 1964.

BROADLEY, M. R.; ALCOCK, J.; ALFORD, J.; CARTWRIGHT, P.; FOOT, I.; FAIRWEATHER-TAIT, S. J.; HART, D. J.; HURST, R.; KNOTT, P.; MCGRATH, S. P.; MEACHAM, M. C.; NORMAN, K.; MOWAT, H.; SCOTT, P.; STROUD, J. L.; TOVEY, M.; TUCKER, M.; WHITE, P. J.; YOUNG, S. D.; ZHAO, F. Selenium biofortification of high-yielding winter wheat (*Triticum aestivum* L.) by liquid or granular Se fertilisation. **Plant and Soil, The Hague**, [s.l.], v. 332, n. 1, p. 5-18, 2010.

BROADLEY, M. R.; WHITE, P. J.; BRYSON, R. J.; MEACHAM, M. C.; BOWEN, H. C.; JOHNSON, S. E.; HAWKESFORD, M. J.; MCGRATH, S. P.; ZHAO, F. J.; BREWARD, N.; HARRIMAN, M.; TUCKER, M. Biofortification of UK food crops with selenium. **Proceedings of the Nutrition Society**, [s.l.], v. 65, n. 2, p. 169-181, 2006.

CAMPOS, S. K.; PILON, L.; MELO, R. D. C. Mudanças recentes no padrão de consumo da batata-doce no Brasil: perspectivas para o mercado nacional. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 59.; ENCONTRO BRASILEIRO DE PESQUISADORES EM COOPERATIVISMO, 6., 2021, Brasília. **Anais** [...] Brasília: UnB, 2021. p. 1-13.

CARTES, P.; JARA, A. A.; PINILLA, L.; ROSAS, A.; MORA, M. L. Selenium improves the antioxidant ability against aluminium-induced oxidative stress in ryegrass roots. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v.156, n. 2, p. 297-307, 2010

CARVALHO, G. S. **Selênio e mercúrio em solos sob Cerrado nativo**. 2011. 93 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2011.

CASTILLO-GODINA, R. G.; FOROUGHBAKHCH-POURNAVAB, R.; BENAVIDES-MENDOZA, A. Effect of selenium on elemental concentration and antioxidant enzymatic activity of tomato plants. **The Journal of Agricultural Science**, [s.l.], v. 18, p. 233–244, 2016.

CASTRO-LÓPEZ, C.; VENTURA-SOBREVILLA, J. M.; GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, M. D.; ROJAS, R.; ASCACIO-VALDÉS, J. A.; AGUILAR, C. N.; MARTÍNEZ-ÁVILA, G. C. G. Impact of extraction techniques on antioxidant capacities and phytochemical composition of polyphenol-rich extracts. **Food Chemistry**, [s.l.], v. 237, p. 1139-1148, 2017.

CHANDRA, S.; BANDOPADHYAY, R.; KUMAR, V.; CHANDRA, R. Acclimatization of tissue cultured plantlets: from laboratory to land. **Biotechnology Letters**, [s.l.], v. 32, n. 9, p. 1199–1205, 2010.

CHAUHAN, R.; AWASTHI, S.; TRIPATHI, P.; MISHRA, S.; DWIVEDI, S.; NIRANJAN, A.; MALLICK, S.; TRIPATHI, P.; PANDE, V.; TRIPATHI, R. D. Selenite modulates the level of phenolics and nutrient element to alleviate the toxicity of arsenite in rice (*Oryza sativa* L.). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, [s.l.], v.13, p. 47–55, 2017.

CHOMCHAN, R.; SIRIPONGVUTIKORN, S.; PUTTARAK, P. Selenium bio-fortification: an alternative to improve phytochemicals and bioactivities of plant foods. **Functional Foods in Health and Disease**, [s.l.], v. 7, n.4, p. 263-279, 2017.

CHU, J.; YAO, X.; YUE, Z.; LI, J.; ZHAO, J. The effects of selenium on physiological traits, grain selenium content and yield of winter wheat at different development stages. **Biological Trace Element Research**, [s.l.], v. 151, n. 3, p. 434–440, 2013.

CLARK, C. A.; DAVIS, J. A.; ABAD, J. A.; CUELLAR, W. J.; FUENTES, S.; KREUZE, J. F.; GIBSON, R. W.; MUKASA, S. B.; TUGUME, A. K.; TAIRO, F. D.; VALKONEN, J. P. T. Sweetpotato viruses: 15 years of progress on understanding and managing complex diseases. **Plant Disease**, [s.l.], v. 96, n. 2, p. 168-185, 2012.

CULTIVAR WEB. **Registro Nacional de Cultivares – RNC**. 2024. Disponível em: [https://sistemas.agricultura.gov.br/snpc/cultivarweb/cultivares\\_registradas.php](https://sistemas.agricultura.gov.br/snpc/cultivarweb/cultivares_registradas.php). Acesso em: 27 nov. 2024.

CUNHA, M. L. O.; PRADO, R. M. Synergy of Selenium and Silicon to Mitigate Abiotic Stresses: A Review. **Gesunde Pflanz**, [s.l.], v. 75, p. 1461–1474, 2023.

D'AMATO, R.; REGNI, L.; FALCINELLI, B.; MATTIOLI, S.; BENINCASA, P.; DAL BOSCO, A.; PACHECO, P.; PROIETTI, P.; TRONI, E.; SANTI, C.; BUSINELLI, D. Current knowledge on selenium biofortification to improve the nutraceutical profile of food: a

comprehensive review. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [s.l.], v. 68, p. 4075–4097, 2020.

DENG, X.; LIU, K.; LI, M.; ZHANG, W.; ZHAO, X.; ZHAO, Z.; LIU, X. Difference of selenium uptake and distribution in the plant and selenium form in the grains of rice with foliar spray of selenite or selenate at different stages. **Field Crops Research**, [s.l.], v. 211, p. 165–171, 2017.

DEWIR, Y. H.; ALDUBAI, A. A.; KHER, M. M.; ALSADON, A. A.; EL-HENDAWY, S.; AL-SUHAIBANI, N. A. Optimization of media formulation for axillary shoot multiplication of the red-peeled sweet potato (*Ipomoea batatas* [L.] Lam.) ‘Abees’. **Chilean journal of agricultural research**, Chillán, v. 80, n. 1, p. 3-10, 2020.

DJANAGUIRAMAN, M.; DEVI, D.; SHANKER, A. K.; SHEEBA, J. A.; BANGARUSAMY, U. Selenium: an antioxidative protectant in soybean during senescence. **Plant and Soil, The Hague**, [s.l.], v. 272, n. 1, p. 77-86, 2005.

DJANAGUIRAMAN, M.; PRASAD, P. V.; SEPPANEN, M. Selenium protects sorghum leaves from oxidative damage under high temperature stress by enhancing antioxidant defense system. **Plant Physiology Biochemistry**, New Delhi, v. 48, n. 12, p. 999-1007, 2010.

DOMOKOS-SZABOLCSY, E.; FÁRI, M.; MÁRTON, L.; CZAKÓ, M.; VERES, S.; ELHAWAT, N.; ANTAL, G.; EL-RAMADY, H.; ZSÍROS, O.; GARAB, G.; ALSHAAL, T. Selenate tolerance and selenium hyperaccumulation in the monocot giant reed (*Arundo donax*), a biomass crop plant with phytoremediation potential. **Environmental Science and Pollution Research**, [s.l.], v. 25, n. 31, p. 31368-31380, 2018.

DU, B.; LUO, H.; HE, L.; ZHANG, L.; LIU, Y.; MO, Z.; PAN, S.; TIAN, H.; DUAN, M.; TANG, X. Rice seed priming with sodium selenate: effects on germination, seedling growth, and biochemical attributes. **Scientific Reports**, [s.l.], v. 9, p. 1-9, 2019.

DURÁN, P.; ACUÑA, J. J.; JORQUERA, M. A.; AZCÓN, R.; BORIE, F.; CORNEJO, P.; MORA, M. L. Enhanced selenium content in wheat grain by co-inoculation of selenobacteria and arbuscular mycorrhizal fungi: a preliminary study as a potential Se biofortification. **Journal of Cereal Science**, London, v. 57, n. 3, p. 275-280, 2013.

DUVERNAY, W. H.; CHINN, M. S.; YENCHO, G. Craig. Hydrolysis and fermentation of sweetpotatoes for production of fermentable sugars and ethanol. **Industrial Crops and Products**, [s.l.], v. 42, p. 527-537, 2013.

FABRICIO NETA, A. B.; NASCIMENTO, C. W. A.; CARVALHO, I. B. M.; ARAÚJO, A. F. V.; CRUZ, C. M. C. A. Teores de Selênio em Solos de Referência de Pernambuco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 35., 2015, Natal. **Anais** [...] Natal: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2015. p. 1-4.

FAGERIA, N. K.; BALIGAR, V. C. Screening crop genotypes for mineral stresses. In: WORKSHOP ON ADAPTATION OF PLANTS TO SOIL STRESSES, 1., 1993, Lincoln. **Proceedings** [...]: USAID: University of Nebraska, 1993. p. 1-21.

FAIRWEATHER-TAIT, S. J.; BAO, Y.; BROADLEY, M. R.; COLLINGS, R.; FORD, D.; HESKETH, J.E.; HURST, R. Selenium in Human Health and Disease. **Antioxid. Redox Signal.**, [s.l.], v. 14, p. 1337–1383, 2011.

FAOSTAT. **Batata-doce**. Rome: FAO, 2020. Disponível em:  
<https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>. Acesso em: 22 nov. 2020

FENG, R.; WEI, C.; TU, S. The roles of selenium in protecting plants against abiotic stresses. **Environmental and Experimental Botany**, Elmsford, v. 87, p. 58-68, 2013.

FENG, R.W.; WEI, C. Y. Antioxidative mechanisms on selenium accumulation in *Pteris vittata* a potential selenium phytoremediation plant. **Plant, Soil and Environment**, Slezská, v. 58, n. 3, p. 105-110, 2012.

FENG. R.; WANG, L.; YANG, J.; ZHAO, P.; ZHU, Y.; LI, Y.; YU, Y.; LIU, H.; RENSING, C.; WU, Z.; NI, R. Underlying mechanisms responsible for restriction of uptake and translocation of heavy metals (metalloids) by selenium via root application in plants. **Journal of Hazardous Materials**, [s.l.], v. 2020, p. 1-15, 2021.

FILEK, M.; GZYL-MALCHER, B.; ZEMBALA, M.; BEDNARSKA, E.; LAGGNER, P.; KRIECHBAUM, M. Effect of selenium on characteristics of rape chloroplasts modified by cadmium. **Journal of Plant Physiology**, [s.l.], v. 167, p. 28–33, 2010.

FREEMAN, J. L.; TAMAOKI, M.; STUSHNOFF, C.; QUINN, C. F.; CAPPA, J. J.; DEVONSHIRE, J.; FAKRA, S. C.; MARCUS, M. A.; MCGRATH, S. P.; HOEWYK, D. V.; PILON-SMITS, E. A. H. Molecular mechanisms of selenium tolerance and hyperaccumulation in *Stanleya pinnata*. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 153, n. 4, p. 1630-1652, 2010.

FURLANETO, F. P. B; FIRETTI, R; MONTES, S. M. N. M. Comercialização, custos e indicadores de rentabilidade da batata-doce. **Pesquisa & Tecnologia**, [s.l.], v. 9, n. 2, p. 1-6, 2012.

GABOS, M. B.; ALLEONI, L. R. F.; ABREU, C. A. Background levels of selenium in some selected Brazilian tropical soils. **Journal of Geochemical Exploration**, Amsterdam, v. 145, p. 35-39, 2014

GALINHA, C.; SÁNCHEZ-MARTÍNEZ, M.; PACHECO, A. M.; FREITAS, M. C.; COUTINHO, J.; MAÇÃS, B.; ALMEIDA, A. S.; PÉREZ-CORONA, M. T.; MADRID, Y.; WOLTERBEEK H. T. Characterization of selenium-enriched wheat by agronomic biofortification. **Journal of Food Science and Technology**, Mysore, v. 52, n. 7, p. 4236-4245, 2015.

GERENDAS, J.; SAILER, M.; FENDRICH, M.; STAHL, T.; MERSCH-SUNDERMANN, V.; MÜHLING, K. H. Influence of sulfur and nitrogen supply on growth nutrient status and concentration of benzyl-isothiocyanate in cress (*Lepidium sativum* L.). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, London, v. 88, n. 14, p. 2576-2580, 2008

GHOSH, A.; KUSHWAHA, H. R.; HASAN, M. R.; PAREEK, A.; SOPORY, S. K.; SINGLA-PAREEK, S. L. Presence of unique glyoxalase III proteins in plants indicates the

existence of shorter route for methylglyoxal detoxification. **Scientific Reports**, [s.l.], v. 6, p. 18358, 2016.

GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases: I. Occurrence in higher plants. **Plant physiology**, [s.l.], v. 59, n. 2, p. 309-314, 1977.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, n.12, p. 909-930, 2010.

GOH, K. H.; LIM, T. T. Geochemistry of inorganic arsenic and selenium in a tropical soil: Effect of reaction time, pH, and competitive anions on arsenic and selenium adsorption. **Chemosphere**, [s.l.], v. 55, n. 6, p. 849–859, 2004.

HAJIBOLAND, R.; KEIVANFAR, N. Selenium supplementation stimulates vegetative and reproductive growth in canola (*Brassica napus* L.) plants. **Acta Agriculturae Slovenica**, Ljubljana, v. 99, n. 1, p. 13-19, 2011.

HAJIBOLAND, R.; SADEGHZADE, N. Effect of selenium on CO<sub>2</sub> and NO<sub>3</sub> – assimilation under low and adequate nitrogen supply in wheat (*Triticum Aestivum* L.). **Photosynthetica**, [s.l.], v. 4, n. 4, p. 501-510, 2014.

HARTIKAINEN, H.; XUE, T.; PIIRONEN, V. Selenium as an anti-oxidant and pro-oxidant in ryegrass. **Plant and Soil**, [s.l.], v. 225, p. 193–200, 2000.

HASANUZZAMAN, M.; BORHANNUDDIN BHUYAN, M. H. M.; RAZA, A.; HAWRYLAK-NOWAK, B.; MATRASZEK-GAWRON, R.; AL MAHMUD, J.; NAHAR, K.; FUJITA, M. Selenium in plants: Boon or bane? **Environmental and Experimental Botany**, [s.l.], v. 178, p. 104170, 2020.

HASANUZZAMAN, M.; HOSSAIN, M. A.; FUJITA, M. Selenium-induced upregulation of the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system reduces salinity-induced damage in rapeseed seedlings. **Biological Trace Element Research**, Clifton, v. 143, n. 3, p. 1704-1721, 2011.

HAWKESFORD, M. J. Sulphur. In: BROADLEY, M. R.; WHITE, P. J. (Ed.). **Plant Nutritional Genomics**. Oxford: Blackwell, 2005. p. 87-111.

HAWKESFORD, M. J.; ZHAO, F. J. Strategies for increasing the selenium content of wheat. **Journal of Cereal Science**, London, v. 46, n. 3, p. 282-292, 2007.

HAWRYLAK-NOWAK, B. Changes in anthocyanin content as indicator of maize sensitivity to selenium. **Journal of Plant Nutrition**, [s.l.], v. 31, n. 7, p. 1232–1242, 2013.

HUANG, C.; QIN, N.; SUN, L.; YU, M.; HU, W.; QI, Z. Selenium Improves Physiological Parameters and Alleviates Oxidative Stress in Strawberry Seedlings under Low-Temperature Stress. **International Journal of Molecular Sciences**, [s.l.], v. 19, p. 1913, 2018.

HUANG, W.; SHEN, M.; LIU, Z.; ZHANG, Y.; WANG, D. Effects of different application methods and application rates of biological nano-selenium on the quality of passion fruit. **Medicinal Plant**, [s.l.], v. 11, n. 3, 68–69, 2020.

IAL. Instituto Adolfo Lutz. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos**. 3. Ed. São Paulo: IMESP, 1985.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. 2021. Disponível em:  
<https://sidra.ibge.gov.br/pesquisa/pam/tabelas>. Acesso em: 11 nov. 2024.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. 2023. Disponível em:  
<https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecaaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html>. Acesso em: 11 nov. 2024.

IQBAL, M.; HUSSAIN, I.; LIAQAT, H.; ASHRAF, M. A.; RASHEED, R.; REHMAN, A. U. Exogenously applied selenium reduces oxidative stress and induces heat tolerance in spring wheat. **Plant Physiology and Biochemistry**, [s.l.], v. 94, p. 95–103, 2015.

ISLAM, S. **Nutritional and medicinal qualities of sweetpotato tops and leaves**. Arkansas: Cooperative Extension Service, 2014.

ISMAEL, M. A.; ELYAMINE, A. M.; MOUSSA, M. G.; CAI, M.; ZHAO, X.; HU, C. Cadmium in plants: Uptake, toxicity, and its interactions with selenium fertilizers. **Metalomics**, [s.l.], v. 11, p. 255–277, 2019.

JIA, H.; SONG, Z.; WU, F.; MA, M.; LI, Y.; HAN, D.; YANG, Y.; ZHANG, S.; CUI, H. Low selenium increases the auxin concentration and enhances tolerance to low phosphorous stress in tobacco. **Environmental and Experimental Botany**, [s.l.], v. 153, p. 127–134, 2018.

JÓZWIAK, W.; POLITYCKA, B. Efect of selenium on alleviating oxidative stress caused by a water deficit in cucumber roots. **Plants**, [s.l.], v. 8, n. 7, p. 217, 2019.

KABATA-PENDIAS, A. **Trace elements in soils and plants**. [s.l.]: Taylor and Francis Group, 4. Ed., Boca Raton, 2011.

KAPOOR, R.; NASIM, S. A.; DHIR, B.; MAHMOODUZZAFAR.; MUJIB, A. Selenium treatment alters phytochemical and biochemical activity of in vitro-grown tissues and organs of *Allium sativum* L. **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant**, [s.l.], v. 48, n. 4, p. 411-416, 2012.

KARIMI, R.; GHABOOLI, M.; RAHIMI, J.; AMERIAN, M. Effects of foliar selenium application on some physiological and phytochemical parameters of *Vitis vinifera* L. cv. Sultana under salt stress. **Journal of Plant Nutrition**, [s.l.], v. 43, p. 2226–2242, 2020.

KASSAMBARA, A.; MUNDT, F. **Package ‘factoextra’**: Extract and visualize the results of multivariate data analyses. 2020. Disponível em : <https://cloud.r-project.org/web/packages/factoextra/index.html>. Acesso em: 01 dez. 2024.

KAUR, N.; SHARMA, S.; KAUR, S.; NAYYAR, H. Selenium in agriculture: a nutrient or contaminant for crops? **Archives of Agronomy and Soil Science**, Abingdon, v. 60, n. 12, p. 1593- 1624, 2014.

KEHOE, S. H.; CHOPRA, H.; SAHARIAH, S. A.; BHAT, D.; MUNSHI, R. P.; PANCHAL, F.; YOUNG, S.; BROWN, N.; TARWANDE, D.; GANDHI, M.; MARGETTS, B. M.; POTDAR, R. D.; FALL, C. H. Effects of a food-based intervention on markers of micronutrient status among Indian women of low socio-economic status. **British Journal of Nutrition**, [s.l.], v. 113, n. 5, p. 813-821, 2015

KELING, H.; LING, Z.; JITAO, W.; YANG, Y. Influence of selenium on growth, lipid peroxidation and antioxidative enzyme activity in melon (*Cucumis melo* L.) seedlings under salt stress. **Acta Societatis Botanicorum Poloniae**, [s.l.], v. 82, p. 193–197, 2013.

KIBINZA, S.; BAZIN, J.; BAILLY, C.; FARRANT, J. M.; CORBINEUA, F.; EL-MAAROUF-BOUTEAU, H. Catalase is a key enzyme in seed recovery from ageing during priming. **Plant Science**, [s.l.], v. 181, n. 3, p. 309-15, 2011.

KIPP, A. P.; STROHM, D.; BRIGELIUS-FLOHÉ, R.; SCHOMBURG, L.; BECHTHOLD, A.; LESCHIK-BONNET, E.; HESEKER, H.; GERMAN NUTRITION SOCIETY. Revised reference values for selenium intake. **Journal of Trace Elements in Medicine and Biology**, [s.l.], v. 32, p. 195–199, 2015.

KUMAR, M.; BIJO, A. J.; BAGHEL, R. S.; REDDY, C. R.; JHA, B. Selenium and spermine alleviate cadmium induced toxicity in the red seaweed *Gracilaria dura* by regulating antioxidants and DNA methylation. **Plant Physiology Biochemistry**, New Delhi, v. 51, p. 129-138, 2012.

LANZA, M.G.D.B.; REIS, A.R.D. Roles of selenium in mineral plant nutrition: ROS scavenging responses against abiotic stresses. **Plant Physiology and Biochemistry**, [s.l.], v. 164, p. 27–43, 2021.

LEE, G. J.; KANG, B. K.; KIM, T. J.; KIM, I. L. Effects of different selenium concentrations of the nutrient solution on the growth and quality of tomato fruit in hydroponics. **International Society for Horticultural Science**, [s.l.], p. 443-448, 2007.

LI, Z. Methylglyoxal and Glyoxalase System in Plants: Old Players, New Concepts. **The Botanical Review**, [s.l.], v. 82, p. 183–203, 2016.

LI, H. F.; MCGRATH, S. P.; ZHAO, F. J. Selenium uptake, translocation and speciation in wheat supplied with selenate or selenite. **New Phytologist**, [s.l.], v. 178, n. 1, p. 92-102, 2008.

LI, D.; ZHOU, C.; ZOU, N.; WU, Y.; ZHANG, J.; AN, Q.; PAN, C. Nanoselenium foliar application enhances biosynthesis of tea leaves in metabolic cycles and associated responsive pathways. **Environmental pollution**, [s.l.], v. 273, p. 116503, 2021

LIMA, L.W.; PILON-SMITS, E.A.H.; SCHIAVON, M. Mechanisms of selenium hyperaccumulation in plants: A survey of molecular, biochemical and ecological cues. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - General Subjects**, [s.l.], v. 1862, n. 11, p. 2343–2353, 2018.

LOMBARDI, S. R. B.; MORAES, D. M.; CAMELATTO, D. Avaliação do crescimento e da maturação pós-colheita de pêras da cultivar Shinsseiki. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 35, n. 12, p. 2399-2405, 2000

LOPES, G.; ÁVILA, F. W.; GUILHERME, L. R. G. Selenium behavior in the soil environment and its implication for human health. **Ciencia e Agrotecnologia**, [s.l.], v. 41, n. 6, p. 605– 615., 2017.

LOUREIRO, M. P.; CUNHA, L. R.; NASTARO, B. T.; PEREIRA, K. Y. S.; NEPOMOCENO, M. L. Biofortificação de alimentos: problema ou solução? **Segurança Alimentar e Nutricional**, [s.l.], v. 25, n. 2, p. 66-84, 2018.

MALDONADE, I. R.; CARVALHO, P. G. B.; FERREIRA, N. A. **Protocolo para determinação de açúcares totais em hortaliça pelo método de DNS**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2013.

MARQUES, K. R.; TAVARES, A. T.; LOPES, D. A. P. S.; SANTOS, G. R.; MOMENTÉ, V. G.; NASCIMENTO, I. R. Resistência de genótipos de batata-doce ao mal-do-pé. **Revista Cultura Agronômica**, Ilha Solteira, v. 27, n. 2, p. 287-301, 2018.

MARSCHNER, P. **Mineral nutrition of higher plants**. 3. Ed. Austrália: Elsevier, 2012.

MATARAZZO, P. H. M.; SIQUEIRA, D. L.; SALOMAO, L. C. C.; SILVA, D. F. P.; CECON, P. R. Desenvolvimento dos frutos de lulo (*Solanum quitoense* LAM), em Viçosa-MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, [s.l.], v. 35, n. 1, p. 131-142, 2013.

MATEUS, M.P.; TAVANTI, R.F.R.; TAVANTI, T.R.; SANTOS, E.F.; JALAL, A.; REIS, A.R.D. Selenium biofortification enhances ROS scavenge system increasing yield of coffee plants. **Ecotoxicology Environmental Safety**, [s.l.], v. 209, p. 111772, 2021.

MEDRANO-MACÍAS, J.; NARVA EZ-ORTIZ, W. A. Selenium and nano-selenium as a new frontier of plant biostimulant. In: HOSSAIN, M. A.; AHAMMED, G. J.; KOLBERT, Z.; EL-RMADY, H.; ISLAM, T.; SCHIAVON, M. (Ed.). **Selenium and Nano-Selenium in Environmental Stress Management and Crop Quality Improvement**. Switzerland: Springer International Publishing, 2022. p. 41–54.

MEHDAWI, A. F.; REYNOLDS, R. J.; PRINS, C. N.; LINDBLOM, S. D.; CAPPA, J. J.; FAKRA, S. C.; PILON-SMITS, E. A. Analysis of selenium accumulation, speciation and tolerance of potential selenium hyperaccumulator *Sympyotrichum ericoides*. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 152, n. 1, p. 70-83, 2014.

MEHDI, Y.; HORNICK, J. L.; ISTASSE, L.; DUFRASNE, I. Selenium in the environment, metabolism and involvement in body functions. **Molecules**, Basel, v. 18, n. 3, p. 3292-3311, 2013.

MILLER, G. L. Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. **Analytic Chemistry**, Washington, v. 31, p. 426-428, 1959.

MIRANDA, J.E.C. Brazlândia roxa, brazlândia branca, brazlândia rosada e coquinho: new sweet potato cultivars. **Horticultura Brasileira**, [s.l.], v. 7 p. 32-33, 1989.

MORA, M. L.; DURÁN, P.; ACUÑA, J.; CARTES, P.; DEMANET, R.; GIANFREDA, L. Improving selenium status in plant nutrition and quality. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, Temuco, v. 15, n. 2, p. 486-503, 2015.

MORAIS, T. P.; LUZ, J. M. Q.; SILVA, S. M.; RESENDE, R. F.; SILVA, A. S. Aplicações da cultura de tecidos em plantas medicinais. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, [s.l.], v. 14, n. 1, p. 110-121, 2012.

MOSTOFA, M. G.; GHOSH, A.; LI, Z.; SIDDIQUI, M. N.; FUJITA, M.; TRAN, L. P. Methylglyoxal—A signaling molecule in plant abiotic stress responses. **Free Radical Biology and Medicine**, [s.l.], v. 122, p. 96–109, 2018.

MOSTOFA, M.G.; HOSSAIN, M.A.; SIDDIQUI, M.N.; FUJITA, M.; TRAN, L.S.P. Phenotypical, physiological and biochemical analyses provide insight into seleniuminduced phytotoxicity in rice plants. **Chemosphere**, [s.l.], v. 178, p. 212–223, 2017.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia Plantarum**, [s.l.], v. 15, n. 6, p. 473-479, 1962.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidases in spinach chloroplasts. **Plant Cell Physiology**, [s.l.], v. 22, p. 867-880, 1981.

NAWAZ, F.; ASHRAF, M. Y.; AHMAD, R.; WARAIKH, E. A.; SHABBIR, R. N. Selenium (Se) regulates seedling growth in wheat under drought stress. **Advances in Chemistry**, Cairo, v. 2014, p. 1-8, 2014

NEUMANN, E. R.; RESENDE, J. T. V.; CAMARGO, L. K.; CHAGAS, R. R.; B LIMA, R. Produção de mudas de batata-doce em ambiente protegido com aplicação de extrato de *Ascophyllum nodosum*. **Horticultura Brasileira**, [s.l.], v. 35, n. 4, p. 490-498, 2017.

NGAN, H. T. M.; TUNG, H. T.; LE, B. V.; NHUT, D. T. EVALUATION of root growth, antioxidant enzyme activity and mineral absorbability of carnation (*Dianthus caryophyllus* “Express golem”) plantlets cultured in two culture systems supplemented with iron nanoparticles. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 272, p. 109612, 2020.

NIU, H.; ZHAN, K.; XU, W.; PENG, C.; HOU, C.; LI, Y.; HOU, R.; WAN, X.; CAI H. Selenium treatment modulates fluoride distribution and mitigates fluoride stress in tea plant (*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze). **Environmental Pollution**, [s.l.], v. 267, p. 115603, 2020.

OBANDA, M.; OWUOR, P O.; TAYLOR, S. J. Flavanol Composition and Caffeine Content of Green Leaf as Quality Potential Indicators of Kenyan Black Teas. **Journal of the science of food and agriculture**, [s.l.], v. 74, n. 2, p. 209-215, 1997.

OLIVEIRA, V. C. D.; FAQUIN, V.; GUIMARÃES, K. C.; ANDRADE, F. R.; PEREIRA, J.; GUILHERME, L. R. G. Agronomic biofortification of carrot with selenium. **Ciência e Agrotecnologia**, [s.l.], v. 42, p. 138-147, 2018.

PARK, S. Y.; CHOI, E. S.; HWANG, J.; KIM, D.; RYU, T. K.; LEE, T. Physiological and biochemical responses of prorocentrum minimum to high light stress. **Ocean Science Journal**, [s.l.], v. 44, p. 199–204, 2009.

PEDROSA, C. E.; ANDRADE JÚNIOR, V. C.; PEREIRA, R. C.; DORNAS, M. F.; AZEVEDO, A. M.; FERREIRA, M. A. Yield and quality of wilted sweet potato vines and its silages. **Horticultura Brasileira**, [s.l.], v. 33, n. 3, p. 283-289, 2015.

PENG, Q.; GUO, L.; ALI, F.; LI, J.; QIN, S.; FENG, P.; LIANG, D. Influence of Pak choi plant cultivation on Se distribution, speciation and bioavailability in soil. **Plant and Soil**, [s.l.], v. 403, n. 1, p. 331-342, 2016.

PENG, Q.; WU, M.; ZHANG, Z.; SU, R.; HE, H.; ZHANG, X. The interaction of arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus inputs on selenium uptake by alfalfa (*Medicago sativa* L.) and selenium fraction transformation in soil. **Frontiers in Plant Science**, [s.l.], v. 11, p. 966, 2020.

PEZZAROSSA, B.; REMORINI, D.; GENTILE, M. L.; MASSAI, R. Effects of foliar and fruit addition of sodium selenate on selenium accumulation and fruit quality. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, [s.l.], n. 92, v. 4, p. 781-786, 2012.

PILON-SMITS, E. A. H.; QUINN, C. F. Selenium Metabolism in Plants. **Cell Biology of Metals and Nutrients**, New York, v. 17, p. 225-241, 2010.

PRADO, R. M.; CRUZ, F. J. R.; FERREIRA, R. L. DA C. Selenium biofortification and the problem of its safety. In: WAISUNDARA, V. Y.; SHIOMI, N. **Superfood and Functional Food - An Overview of Their Processing and Utilization**. [s.l.]: IntechOpen, 2017. p. 221–238.

PUCCINELLI, M.; MALORGIO, F.; PEZZAROSSA, B. Selenium enrichment of horticultural crops. **Molecules**, [s.l.], v. 22, p. 933, 2017.

RADY, M. M.; BELAL, H. E. E.; GADALLAH, F. M.; SEMIDA, W. M. Selenium application in two methods promotes drought tolerance in *Solanum lycopersicum* plant by inducing the antioxidant defense system. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 266, p. 109290, 2020.

RAMOS S. J.; FAQUIN, V.; GUILHERME, L. R. G.; CASTRO, E. M.; ÁVILA, F. W.; CARVALHO, G. S.; BASTOS, C. E. A.; OLIVEIRA, O. Selenium biofortification and antioxidant activity in lettuce plants fed with selenate and selenite. **Plant and Soil Environment**, [s.l.], v. 12, 584-88, 2010.

RAMOS, S. J.; FAQUIN, V.; ALMEIDA, H. J.; ÁVILA, F. W.; GUILHERME, L. R. G.; BASTOS, C. E. A.; ÁVILA, P. A. Selenato e selenito na produção, nutrição mineral e biofortificação com selênio em cultivares de alface. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 35, n. 4, p. 1347-1355, 2011.

RAYMAN, M. P. Selenium and human health. **The Lancet**, [s.l.], v. 379, n. 9822, p. 1256–1268, 2012

RAYMAN, M. P. Selenium intake, status, and health: a complex relationship. **Hormones**, [s.l.], v. 19, n. 1, p. 9–14, 2020.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: <https://www.r-project.org/foundation/2>. Acesso em: 01 nov. 2024.

REIS, A. R.; EL-RAMADY, H.; SANTOS, E. F.; GRATÃO, P. L.; SCHOMBURG, L. Overview of selenium deficiency and toxicity worldwide: affected areas, selenium-related health issues, and case studies. In: PILON-SMITS, E. A. H.; WINKEL, L. H. E.; LIN, Z. **Selenium in plants**. Cham: Springer, 2017. p. 209-230.

RENWEI, F.; WEI, C.; TU, S. The roles of selenium in protecting plants against abiotic stresses. **Environmental and Experimental Botany**, [s.l.], v. 87, p. 58–68, 2013.

RIBEIRO, F. S.; OLIVEIRA, T. K. B.; CÂMARA, G. B.; CASSIANO, V. A.; ALVES, K. S. B.; SILVA, I. S. S. Physico-chemical characterization of the fresh extract and flour of the purple sweet potato (*Ipomea batatas* Lam.). **Research, Society and Development**, [s.l.], v. 9, n. 8, p. e622985758, 2020.

RIOS, J. J.; BLASCO, B.; CERVILLA, L. M.; RUBIO-WILHELM, M. M.; ROSALES, M. A.; SANCHEZ-RODRIGUEZ, E.; ROMERO, L.; RUIZ, J. M. Nitrogen-use efficiency in relation to different forms and application rates of Se in lettuce plants. **Journal of Plant Growth Regulation**, New York, v. 29, n. 2, p. 164-170, 2010.

RIZWAN, M.; ALI, S.; ZIA UR REHMAN, M.; RINKLEBE, J.; TSANG, D. C. W.; BASHIR, A.; MAQBOOL, A.; TACK, F. M. G.; OK, Y. S. Cadmium phytoremediation potential of Brassica crop species: A review. **Science of The Total Environment**, [s.l.], v. 631–632, p. 1175–1191, 2018.

ROULLIER, C.; DUPUTIÉ, A.; WENNEKES, P.; BENOIT, L.; FERNÁNDEZ BRINGAS, V. M.; ROSSEL, G.; LEBOT, V. Disentangling the origins of cultivated sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). **PLoS One**, [s.l.], v. 8, n. 5, p. e62707, 2013.

SABATINO, L.; LA BELLA, S.; NTATSI, G.; IAPICHINO, G.; D'ANNA, F.; DE PASQUALE, C.; CONSENTINO, B.B.; ROUPHAEL, Y. Selenium biofortification and grafting modulate plant performance and functional features of cherry tomato grown in a soilless system. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 285:110095, 2021.

SALEEM, M. F.; KAMAL, M. A.; SHAHID, M.; AWAIS, M.; SALEEM, A.; RAZA, M. A. S.; MA, B. Studying the foliar selenium-modulated dynamics in phenology and quality of terminal heat-stressed cotton (*Gossypium Hirsutum* L.) in association with yield. **Plant Biosystems**, [s.l.], v. 155, p. 668–678, 2021.

SANTOS, E. S.; NETO, A. C. G.; DE OLIVEIRA, F. I. C.; DE SOUSA GONÇALVES, R. J.; DA SILVA, G. C. V. Potencial produtivo de cultivares de batata-doce na zona da mata de Pernambuco. **Observatório de la Economía Latinoamericana**, [s.l.], v. 22, n. 6, p. 1–19, 2024.

SANTOS, J.; PAGANI, A. A. Estudo da estabilidade físico-química de duas variedades de batata-doce (*ipomea batatas* l.) Após o processo de secagem e durante o armazenamento. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON TECHNOLOGICAL INNOVATION, 8., 2017, Aracaju. *Anais* [...] Aracaju: Associação Acadêmica de Propriedade Intelectual, 2017. p. 380-390.

SCHIAVON, M.; BERTO, C.; MALAGOLI, M.; TRENTIN, A.; SAMBO, P.; DALL'ACQUA, S.; PILONSMITS, E.A.H. Selenium biofortification in radish enhances nutritional quality via accumulation of methyl-selenocysteine and promotion of transcripts and metabolites related to glucosinolates, Phenolics, and amino acids. **Frontiers in Plant Science**, [s.l.], v.14, n. 7, p. 01371, 2016.

SCHIAVON, M.; NARDI, S.; DALLA VECCHIA, F.; ERTANI, A. Selenium biofortification in the 21st century: status and challenges for healthy human nutrition. **Plant Soil**, [s.l.], n. 453, p. 245–270, 2020.

SCHIAVON, M.; PILON-SMITS, E. A. H. The fascinating facets of plant selenium accumulation – biochemistry, physiology, evolution and ecology. **New Phytologist**, [s.l.], v. 213, n. 4, p. 1582-1596, 2016.

SELIEM, M.K.; HAFEZ, Y.; EL-RAMADY, H. Using of Nano Selenium in Reducing the Negative Effects of High Temperature Stress on Chrysanthemum morifolium Ramat. **Journal of Sustainable Agricultural Sciences**, [s.l.], v. 46, p. 47–60, 2020.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, [s.l.], n. 52, v. 3/4, p. 591-611, 1965.

SHIMIZU, G. D., MARUBAYASHI, R. Y. P.; GONÇALVES, L. S. A. **AgroR:** Experimental Statistics and Graphics for Agricultural Sciences. Disponível em: <https://cran.r-project.org/web/packages/AgroR/index.html>. Acesso em: 01 dez. 2024.

SILVA, G. O.; VENDRAME, L. P. C.; AMARO, G. B. **Desempenho de clones de batata-doce para caracteres de rendimento e qualidade de raiz**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2019.

SINGH, P. R.; SINGH, L. J. In vitro propagation for improvement of medicinal plants: a review. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, [s.l.], n. 10, p. 1484-1489, 2020.

SOARES, K. T.; MELO, A.; MATIAS, E. C. **A cultura da batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.)**. João Pessoa: EMEPA-PB, 2002

SORS, T. G.; ELLIS, D. R.; NA, G. N.; LAHNER, B.; LEE, S.; LEUSTEK, T.; PICKERING, J. I.; DAVID, E. S. Role of sulfur assimilating enzymes in selenate reduction, tolerance and accumulation in *Astragalus*. **Plant Journal**, Oxford, v. 42, p. 785- 797, 2005.

SOTOODEHNIA-KORANI, S.; IRANBAKHS, A.; EBADI, M.; MAJD, A.; ARDEBILI, Z. O. Selenium nanoparticles induced variations in growth, morphology, anatomy, biochemistry, gene expression, and epigenetic DNA methylation in *Capsicum annuum*; an in vitro study. **Environ Pollut**, [s.l.], v. 265, p. 114727, 2020.

SOUZA, A. F. C. Efeito do selênio (Se) sobre o aparato fotossintético de *Billbergia Zebrina* (Herbert) lindley (Bromeliaceae) *in vitro* e sua ação atenuante frente ao estresse por zinco (Zn). 2018. 74 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Tropical) – Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, 2018.

STADTMAN, T. C. Selenocysteine. **Annual Review of Biochemistry**, [s.l.], v. 65, p. 83-100, 1996.

STROHECKER, R., HENNING, H.M. **Analisis de vitaminas:** métodos comprobados. Madrid: Paz Montalvo, 1967.

SUN, M.; HIU, X.; TONG, C.; YUAN, L.; ZHANG, D. The Physiological and Molecular Responses of Exogenous Selenium to Selenium Content and Fruit Quality in Walnut. **Phyton-International Journal of Experimental Botany**, [s.l.], v. 92, n. 3, p. 851-890, 2022.

SUZUKI, N.; KOUSSEVITZKY, S.; MITTLER, R.; MILLER, G. ROS and redox signaling in the response of plants to abiotic stress. **Plant, Cell and Environment**, New York, v. 35, n. 2, p. 259-270, 2012.

TERMIGNONI, R. R. **Cultura de tecidos vegetais.** Rio Grande do Sul: UFRGS, 2005

TRAN, T. A. T.; DINH, Q. T.; ZHOU, F.; ZHAI, H.; XUE, M.; DU, Z.; BAÑUELOS, G. S.; LIANG, D. Mechanisms underlying mercury detoxification in soil-plant systems after selenium application: A review. **Environmental Science and Pollution Research**, [s.l.], v. 28, p. 46852–46876, 2021.

TIAN, M.; XU, X.; LIU, Y.; XIE, L.; PAN, S. Effect of Se treatment on glucosinolate metabolism and health-promoting compounds in the broccoli sprouts of three cultivars. **Food Chemistry**, [s.l.], v. 190, p. 374–380, 2016.

VAN AN, A.; FRANKOW-LINDBERG, B. E.; LINDBERG, J. E. Effect of harvesting interval and defoliation on yield and chemical composition of leaves, stems and tubers of sweet potato (*Ipomoea batatas* L. (Lam.)) plant parts. **Field Crops Research**, [s.l.], v. 82, n. 1, p. 49-58, 2003.

VENDRAME, L. P. C; MELO, R. A. C. E.; SILVA, G. O.; AMARO, G. B.; PILON, L.; GUIMARAES, J. A.; PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B. **BRS Catinga:** nova cultivar de batata-doce de polpa roxa para processamento industrial - produtiva, com ampla adaptabilidade e rica em antioxidantes. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2022.

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

VIANA, D. J. S.; ANDRADE JÚNIOR, V. C.; RIBEIRO, K. G.; PINTO, N. A. V. D.; NEIVA, I. P.; FIGUEIREDO, J. P.; LEMOS, V. T.; PEDROSA, C. E.; AZEVEDO, A. M. Potencial de silagens de ramas de batata-doce para alimentação animal. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 41, n. 8, p. 1466-1471, 2011.

VIEIRA, D.; MELO, R. D. C.; VENDRAME, L. D. C.; AMARO, G. **Estudo prospectivo sobre produção de batata-doce no Brasil, desafios e demandas.** Brasília: Embrapa Hortaliças, 2023.

WANG, R.; HUANG, S.; CHEN, M.; PENG, C.; ZHOU, D. Effects of soil Se application on photosynthetic characteristics and assimilate accumulation of flue-cured tobacco. **Chinese Tobacco Science**, Beijing, v. 32, n. 1, p. 22-26, 2011.

WANG, G.; WU, L.; ZHANG, H.; WU, W.; ZHANG, M.; LI, X.; WU, H. Regulation of the phenylpropanoid pathway: a mechanism of selenium tolerance in peanut (*Arachis hypogaea* L.) Seedlings. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [s.l.], v. 64, p. 3626–3635, 2016.

WANG, K.; ZHANG, R.; HU, W.; DANG, Y.; HUANG, M.; WANG, N.; DU, S.; GAO, X. Effect of exogenous selenium on physicochemical, structural, functional, thermal, and gel rheological properties of mung bean (*Vigna radiata* L.) protein. **Food Research International**, [s.l.], v. 191, p. 114706, 2024.

WHITE, P. J. Selenium accumulation by plants. **Annals of Botany**, [s.l.], v. 117, n. 2, p. 217–235, 2016.

WHITE, P. J. Selenium metabolism in plants. **Biochimica et Biophysica**, [s.l.], v. 1862, n. 11, p. 2333–2342, 2018.

WU, C.; DUN, Y.; ZHANG, Z.; LI, M.; WU, G. Foliar application of selenium and zinc to alleviate wheat (*Triticum aestivum* L.) cadmium toxicity and uptake from cadmium-contaminated soil. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, [s.l.], v. 190, p. 110091, 2020.

XU, Z. C.; ZHAO, S.; JIAO, J.; SHAO, H.; HUANG, W. Effects of different selenium concentrations on invertase and nitrate reductase activities of flue-cured tobacco. **Food Agriculture and Environment**, Helsinki, v. 11, n. 3-4, p. 964-967, 2013.

XUE, T.; HARTIKAINEN, H.; PIIRONEN, V. Antioxidative and growthpromoting effect of selenium on senescing lettuce. **Plant and Soil**, [s.l.], v. 237, n. 1, p. 55–61, 2001.

YAN, J.; CHEN, X.; ZHU, T.; ZHANG, Z.; FAN, J. Effects of selenium fertilizer application on yield and selenium accumulation characteristics of different japonica rice varieties. **Sustain**, [s.l.], v. 13, p. 10284, 2021.

YANG, Z.; ZHENG, Y.; CAO, S. Effect of high oxygen atmosphere storage on quality, antioxidant enzymes, and DPPH–radical scavenging activity of Chinese bayberry fruit. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [s.l.], v. 57, p. 176-181, 2009.

YUAN, L.; YIN, X.; ZHU, Y.; LI, F.; HUANG, Y.; LIU, Y.; LIN, Z. Selenium in plants and soils, and selenosis in Enshi, China: implications for selenium biofortification. **Phytoremediation and biofortification**, [s.l.], p. 7-31, 2012.

ZEIST, A. R.; LEAL, M. H. S.; RESENDE, J. T. de; RECH, C.; SILVA JÚNIOR, A. D. S.; TOROCO, B. R.; OLIVEIRA, J. N. M. de; OLIVEIRA, G. J. A. Selecting orange-fleshed

sweet potato genotypes using selection indices. **Horticultura Brasileira**, [s.l.], v. 40, n. 2, p. 231-237, 2022.

ZENEBON, O.; PASCUET, N. S.; TIGLEA, P. **Métodos físico-químicos para análise de alimentos**. 4. Ed. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz, 2008.

ZHANG, C.; LIU, D.; WU, L.; ZHANG, J.; LI, X.; WU, W. Chemical Characterization and Antioxidant Properties of Ethanolic Extract and Its Fractions from Sweet Potato (*Ipomoea batatas* L.) Leaves. **Foods**, [s.l.], v. 9, n. 1, p. 15, 2020.

ZHANG, Y.; LUO, Y.; HOU, Y.; JIANG, H.; CHEN, Q.; TANG, H. Chilling acclimation induced changes in the distribution of H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> and antioxidant system of strawberry leaves. **Agricultural Journal**, Bridgetown, v. 3, n. 4, p. 286-291, 2008.

ZHOU, X.; YANG, J.; KRONZUCKER, H. J.; SHI, W. Selenium biofortification and interaction with other elements in plants: a review. **Frontiers in Plant Science**, [s.l.], v. 11, p. 101080, 2020.

ZHU, Z.; CHEN, Y.; SHI, G.; ZHANG, X. Selenium delays tomato fruit ripening by inhibiting ethylene biosynthesis and enhancing the antioxidant defense system. **Food Chemistry**, [s.l.], v. 2019, p. 179- 184, 2017.

ZHU, Z.; CHEN, Y.; ZHANG, X.; LI, M. Effect of foliar treatment of sodium selenate on postharvest decay and quality of tomato fruits. **Scientia Horticulturae**, [s.l.], v. 198, p. 304-310, 2016.