



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS FLORESTAIS**

**FÁBIO SILVA DO ROSÁRIO**

**EFICIÊNCIA DO SISTEMA ANTIOXIDANTE EM PLANTAS JOVENS DE PARICÁ  
(*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) SUBMETIDAS À DIFERENTES DOSES  
DE NÍQUEL**

**BELÉM  
2022**

**FÁBIO SILVA DO ROSÁRIO**

**EFICIÊNCIA DO SISTEMA ANTIOXIDANTE EM PLANTAS JOVENS DE PARICÁ  
(*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) SUBMETIDAS À DIFERENTES DOSES  
DE NÍQUEL**

Dissertação apresentada Universidade Federal Rural da  
Amazônia, como parte das exigências do Programa de  
Pós-Graduação em Ciências Florestais para obtenção do  
título de Mestre.

Área de concentração: Ecologia e Ecofisiologia de  
Árvores.

Orientador: Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto

Coorientador: Dr. Glauco André dos Santos Nogueira

**BELÉM  
2022**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia  
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

R788e Rosário, Fábio Silva do

Eficiência do sistema antioxidante em plantas jovens de Paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) submetidas às diferentes doses de níquel / Fábio Silva do Rosário. - 2022.  
57 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Ciências Florestais (PPGCF), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2022.

Orientador: Prof. Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto

Coorientador: Prof. Dr. Glauco André dos Santos Nogueira.

1. Enzimas antioxidativas. 2. Metal pesado. 3. Fitorremediação. 4. Toxidez. I. Oliveira Neto, Cândido Ferreira de, *orient.* II. Título

---

CDD 622.34

**FÁBIO SILVA DO ROSÁRIO**

**EFICIÊNCIA DO SISTEMA ANTIOXIDANTE EM PLANTAS JOVENS DE PARICÁ  
(*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) SUBMETIDAS À DIFERENTES DOSES  
DE NÍQUEL**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais, para obtenção do título de Mestre. Área de concentração: Ecologia e Ecofisiologia de Árvores.

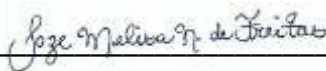
**Aprovado em: 31/01/2022**

**BANCA EXAMINADORA:**



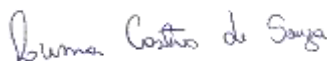
---

**Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto**  
**Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA**  
**Orientador**



---

**Dra. Joze Melisa Nunes de Freitas**  
**Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA**  
**1º Examinador**



---

**Dra. Luma Castro de Souza**  
**Prefeitura Municipal de Capitão Poço**  
**2º Examinador**



---

**Dr. Waldemar Viana de Andrade Júnior**  
**Secretaria de Estado de Meio Ambiente e Sustentabilidade - SEMAS**  
**3º Examinador**

## AGRADECIMENTOS

A Universidade Federal Rural da Amazônia e ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais, pelo curso ofertado.

Ao meu orientador, Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto, o qual cultivo grande admiração e respeito, pela amizade, confiança, compreensão, ensinamentos e orientação. Muito obrigado!

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo durante o curso de mestrado.

Aos meus pais, Regina de Jesus Silva do Rosário e Matias Nunes do Rosário, pela criação exemplar, pelo incentivo e dedicação diária. O profissional que estou me tornando hoje é graças a vocês, que moveram o mundo para que eu chegasse até aqui. Serei eternamente grato!

Ao meu irmão Felipe Silva do Rosário, minha cunhada Aline Silva do Rosário, minha avó Alzira Margarida do Rozário e minha tia Maria Neves do Rozário, pelas palavras de confiança e que me inspiram a sempre buscar o meu melhor.

Às minhas amigas de Pós-Graduação Fernanda Sakuma e Thayane Costa que me acompanharam nessa jornada árdua e dividimos momentos, desde os mais divertidos até os angustiantes, muito obrigado por esse companheirismo. Juntos conseguimos superar a todos os obstáculos.

Aos amigos de laboratórios parceiros, que me acolheram, em especial à Catarina Miranda (Laboratório de Tecnologia das Árvores) e Paulo Gibson (Universidade Federal do Amapá), muito obrigado pelo apoio e palavras de incentivo.

A coordenação da Pós-Graduação que sempre esteve de portas abertas para me receber, em especial à Lina Bufalino e Andreza Pereira, que desde o início me ajudaram a encontrar alternativas e solucionar os problemas da melhor maneira possível.

A todos os meus amigos por estarem presentes em diversas etapas da minha vida e a todos aqueles, que direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho, serei eternamente agradecido.

E por último, não menos importante, agradeço infinitamente a Deus, pelo dom da vida, que me mostrou que tudo é possível e que perante qualquer dificuldade Ele sempre será o verdadeiro caminho. Assim, meu Deus, a Ti dedico e agradeço por esta grande conquista em minha vida.

## RESUMO

A contaminação do solo pelo excesso de níquel (Ni) representa um elevado potencial de perigo no setor agrícola, além de trazer riscos eminentes aos ecossistemas e à saúde humana. A fitorremediação é uma técnica que vem sendo utilizada para recuperar áreas contaminadas por diferentes grupos, especialmente os metais, por meio da introdução planejada de plantas com comportamento regenerativo, como o Paricá – *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke. Diante disso, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito das doses de níquel no sistema antioxidante de plantas jovens de Paricá. O experimento foi conduzido em casa de vegetação no período de julho a setembro de 2019. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado (DIC), com cinco tratamentos (0, 200, 400, 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ), em seis repetições. Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Os resultados mostraram que a partir de 400  $\mu\text{M L}^{-1}$ , houve danos nas raízes e folhas de Paricá, evidenciando o estresse oxidativo ocasionado por metal pesado. O sistema antioxidante de defesa do *S. amazonicum* foi ativado principalmente em altas concentrações de níquel, como resposta para amenizar a toxicidade e efeitos deletérios às plantas. Foi observado o incremento para todas as enzimas analisadas nos tecidos, à probabilidade de 95%. No entanto, não foi o suficiente para impedir danos, o que foi evidenciado pelo incremento de 312,79% e 290,43% da variável Malonaldeído nas raízes e folhas de Paricá, respectivamente. Portanto, conclui-se que o sistema de defesa de plantas foi eficiente para atenuar os efeitos tóxicos das espécies reativas de oxigênio (EROs) em diferentes concentrações de níquel.

**Palavras chave:** Enzimas antioxidativas, metal pesado, fitorremediação, toxidez.

## ABSTRACT

Soil contamination by nickel (Ni) excess represents a high potential for danger in the agricultural sector, in addition to bringing imminent risks to ecosystems and human health. Phytoremediation is a technique that has been used to recover areas contaminated by different groups, especially metals, through the planned introduction of plants with regenerative behavior, such as Paricá – *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke. Therefore, the objective of this work was to evaluate the effect of nickel doses on the antioxidant system of young plants from Paricá. The experiment was carried out in a greenhouse from July to September 2019. The experimental design adopted was a completely randomized design (DIC), with five treatments (0, 200, 400, 600, and 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ), in six repetitions. Data were submitted to analysis of variance using the Tukey test ( $p < 0.05$ ). The results showed that from 400  $\mu\text{M L}^{-1}$  on, there was damage to the roots and leaves of Paricá, evidencing the oxidative stress caused by heavy metal. The antioxidant defense system of *S. amazonicum* was activated mainly at high nickel concentrations as a response to alleviate the toxicity and harmful effects on plants. An increase was observed for all enzymes analyzed in the tissues at a probability of 95%. However, it was not enough to prevent damage, evidenced by the increase of 312.79% and 290.43% of the Maloaldehyde variable in the roots and leaves of Paricá, respectively. Therefore, it is concluded that the plant defense system was efficient in attenuating the toxic effects of reactive oxygen species (ROS) at different nickel concentrations.

Keywords: Antioxidative enzymes, heavy metal, phytoremediation, toxicity.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> - Esquema do mecanismo de manutenção do equilíbrio das EROS.....	25
<b>Figura 2</b> - Condução experimental na casa de vegetação – UFRA.....	26
<b>Figura 3</b> - Padronização das sementes de Paricá (A), processo de escarificação (B) e submersão do material em água por 24 horas (C).....	27
<b>Figura 4</b> - Modelo de vaso adaptado tipo Leonard utilizado no experimento.....	28
<b>Figura 5</b> – Concentração de níquel em raiz e folha.....	32
<b>Figura 6</b> - Teor de Malonaldeído (MDA) em raiz e folha em função das doses de Ni <sup>+2</sup> .....	33
<b>Figura 7</b> -Teor de superóxido dismutase (SOD) em raiz e folha em função das doses de Ni <sup>+2</sup> .....	34
<b>Figura 8</b> - Teor de Catalase (CAT) em raiz e folha em função das doses de Ni <sup>+2</sup> .....	35
<b>Figura 9</b> - Teor de ascorbato peroxidase (APX) em raiz e folha em função das doses de Ni <sup>+2</sup> .....	36
<b>Figura 10</b> - Teor de guaiacol peroxidase (G-POD) em raiz e folha em função das doses de Ni <sup>+2</sup> .....	37



## **LISTA DE TABELAS**

Tabela 1 – Composição da solução nutritiva Sarruge (1975) adotada no experimento.....	28
---	----

## LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

**[(Fe,Ni)O(OH)]** - Limonita niquelífero

**[(Fe,Ni)<sub>9</sub>S<sub>8</sub>]** – Pentladita

**<sup>1</sup>O<sub>2</sub>** – Oxigênio singleto

**AIMEX** – Associação das Indústrias Exportadores de Madeira do Estado do Pará

**Al** – Alumínio

**ANOVA** – Análise de variância

**APX** – Peroxidase do ascorbato

**CAT** – Catalase

**Cd** – Cádmiio

**Co** – Cobalto

**CONAMA** – Conselho Nacional de Meio Ambiente

**Cr** – Cromo

**Cu** – Cobre

**Cu/Zn-SOD** – Cobre/Zinco superóxido dismutase

**DIC** – Delineamento inteiramente casualizado

**DNA** – Ácido desoxirribonucleico

**E. V. A** – Papel etil vinil acetato

**EAA** – Espectrometria de absorção atômica

**EROs** – Espécies reativas de oxigênio

**ε** – Coeficiente de extinção molar

**Fe** – Ferro

**FeSOD** – Ferro superóxido dismutase

**G-POD** – Peroxidase do guaiacol

**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>** – Peróxido de hidrogênio

**HCl** – Ácido clorídrico

**HClO<sub>4</sub>** – Ácido perclórico

**Hg** – Mercúrio

**HNO<sub>3</sub>** – Ácido nítrico

**HO<sub>2</sub>•** - Radical peridroxil

**MDA** – Malonaldeído

**Mn** – Manganês

**MnSOD** – Manganês superóxido dismutase

**MOS** – Matéria orgânica

**NaOH** – Hidróxido de sódio

**NBT** – Nitrocloro de tetrazólio azul

**Ni** – Níquel

**NiCl<sub>2</sub>** – Cloreto de níquel

**NO<sub>2</sub>** – Dióxido de nitrogênio

**O<sub>2</sub>•-** - Ânion superóxido

**OH•** - Radical hidroxila

**Pb** – Chumbo

**pH** – Potencial hidrogeniônico

**S** – Enxofre

**SOD** – Superóxido dismutase

**UAD** – Unidade de atividade enzimática

**UFRA** – Universidade Federal Rural da Amazônia

**Zn** – Zinco

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>12</b>
<b>2 QUESTÕES CIENTÍFICAS, HIPÓTESES E OBJETIVOS.....</b>	<b>13</b>
2.1 Questão científica .....	13
2.2 Hipótese alternativa.....	13
2.3 Objetivos. ....	13
2.3.1 Objetivo geral.....	13
2.3.2 Objetivos específicos.....	14
<b>3 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>14</b>
3.1 <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> (Huber ex Ducke) Barneby.....	14
3.2 Metais pesados e contaminação ambiental.....	16
3.3 Características no solo e perfil econômico do Níquel.....	17
3.4 Efeito do Ni nas plantas: essencialidade e toxicidade.....	19
3.5 Espécies reativas de oxigênio e estresse oxidativo.....	21
<b>4 MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>26</b>
4.1 Condução experimental e material vegetal.....	26
4.2 Produção de mudas e exposição das plantas às dosagens de níquel.....	26
4.3 Coleta e armazenamento do material.....	29
4.4 Análise de enzimas antioxidantes.....	29
4.4.1 Extração.....	29
4.4.2 Malonaldeído (MDA).....	29
4.4.3 Dismutase do superóxido (SOD EC 1.15.1.1).....	30
4.4.4 Peroxidase do ascorbato (APX EC 1.11.1.11).....	30
4.4.5 Peroxidase do guaiacol (G-POD EC 1.11.1.9).....	31
4.4.6 Catalase (CAT EC 1.11.1.6).....	31
4.4.7 Análise de Níquel.....	31
4.5 Delineamento experimental.....	32
<b>5 RESULTADOS.....</b>	<b>33</b>
<b>6 DISCUSSÃO.....</b>	<b>38</b>
<b>7 CONCLUSÃO.....</b>	<b>43</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>44</b>

## 1. INTRODUÇÃO

O aumento do número das atividades industriais e de mineração, combinados ao uso inadequado de fertilizantes e pesticidas tem contribuído para a contaminação, em larga escala, do solo, cursos d'água e lençol freático por metais pesados, ao liberar compostos orgânicos como hidrocarbonetos e inorgânicos presentes na composição desses rejeitos (ALI et al., 2013; RIZWAN et al., 2016; ESTRELA et al., 2018).

Os metais pesados, são os elementos de grande preocupação a nível mundial, por serem mais persistentes no ambiente em relação aos poluentes orgânicos (produtos derivados de petróleo, hidrocarbonetos aromáticos, solventes como tricloreteno, produtos farmacêuticos, dentre outros), sendo altamente responsáveis pela poluição do solo (MAHAR et al., 2015; RIZWAN et al., 2016; SOUSA et al., 2020).

Além disso, esses elementos não permanecem imóveis e estabilizados no local, podendo ser disseminados para o ambiente circundante por processos como erosão, lixiviação, volatilização e metilação, alcançando corpos d'água, vegetação e entrando na cadeia alimentar (SOUZA et al., 2019), representando uma ameaça à qualidade dos ambientes terrestres e aquáticos, bem como à saúde humana, a partir da exposição direta e do consumo de água e alimentos contaminados (ROY; MCDONALD, 2015; SOUZA et al., 2019).

O níquel (Ni) é um dos contaminantes de metais pesados presente em maior quantidade no meio ambiente devido às suas concentrações elevadas em solos em todo o mundo (HUSSAIN et al., 2013). Em média, o teor total de Ni no solo varia de 2 a 750 mg kg<sup>-1</sup> (SOARES et al., 2016), no entanto, a quantidade necessária para o crescimento das plantas é muito baixa, variando de 0,05 a 5 µg g<sup>-1</sup> de peso seco (SON et al., 2016).

Dessa forma, quando em alta quantidade, os efeitos tóxicos do excesso de níquel nas plantas interferem nas funções de componentes celulares, causando lesões e alterações no metabolismo vegetal (redução das trocas gasosas, diminuições dos níveis de clorofila, dentre outros) (BAZIHIZINA et al., 2015).

Uma das maneiras de diminuir os efeitos tóxicos gerados pelo excesso de metais pesados, tal como o Ni, pode ser a adoção da técnica da fitorremediação, o que consiste no uso planejado de plantas para recuperar áreas contaminadas, removendo esses constituintes do solo (RODRIGUES; ORLANDELLI, 2018).

Considerada como uma alternativa econômica viável e de menor impacto ambiental, a fitorremediação está sendo utilizada principalmente nas regiões norte e

nordeste do Brasil, destacando-se o Paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*) como espécie principal (ROSA; PINHEIRO, 2013).

Além disso, o excesso de metais pesados nos ecossistemas, podem aumentar os níveis de espécies reativas de oxigênio (EROs) nas células, gerando o chamado estresse oxidativo (RUI et al., 2016).

Para evitar a produção elevada da EROs, as plantas desenvolveram um complexo sistema de mecanismo de defesa, que inclui os mecanismos enzimáticos de desintoxicação, com a finalidade de agir contra estas espécies reativas, interrompendo as cascatas de oxidação descontrolada (TAUQUEER et al., 2016).

Diante do exposto, estudos que avaliem espécies florestais amazônicas em condições de estresse por metais pesados, ainda são escassos na literatura científica. Nesse aspecto, avaliaremos como as plantas de Paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby), respondem ao estresse oxidativo pela aplicação de níquel.

## **2. QUESTÃO CIENTÍFICA, HIPÓTESE E OBJETIVOS**

### **2.1. Questão científica**

- a. O composto malonaldeído (MDA) e as atividades das enzimas antioxidantes dismutase do superóxido (SOD), ascorbato peroxidase (APX), guaiacol peroxidase (G-POD) e catalase (CAT) são alteradas quando acometidas a concentrações crescentes de níquel (0; 200; 400; 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ) em plantas jovens de Paricá?

### **2.2. Hipótese**

- a. A atividade das enzimas antioxidantes (SOD, APX G-POD e CAT) e o composto MDA sofre mudanças positivas em função das dosagens crescentes de níquel (0; 200; 400; 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ) em plantas jovens de Paricá.

### **2.3. Objetivos**

#### **2.3.1. Objetivo geral**

Avaliar o efeito das doses de níquel (0; 200; 400; 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ) no sistema antioxidante e seu acúmulo na raiz e folhas de plantas jovens de Paricá.

### 2.3.2. Objetivos específicos

- a. Determinar a atividade das enzimas antioxidantes (SOD, APX, G-POD e CAT) e do composto MDA nos órgãos foliar e raízes de plantas jovens de Paricá em condições crescentes de níquel (0; 200; 400; 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ).
- b. Avaliar as concentrações de níquel (0; 200; 400; 600 e 800  $\mu\text{M L}^{-1}$   $\text{NiCl}_2$ ) nos tecidos raiz e parte aérea.

## 3. REVISÃO DE LITERATURA

### 3.1. *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby

O gênero *Schizolobium* Vogel possui uma única espécie, *Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake, com duas variedades: *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, popularmente conhecido como Paricá, e *parahyba* (Barneby) como Guapuruvu, onde ambas apresentam características semelhantes, razão pelo qual, foram consideradas como única variedade por um longo período de tempo (BARNEBY, 1996).

As principais características morfológicas que diferenciam as variedades supracitadas são: o Paricá possui flores menores, pétalas mais oblongas, rígidas e glabras, frutos e sementes menores, pedicelos distintamente articulados, anteras menores e florescimento sem folhas, quando comparado ao Guapuruvu (DUCKE, 1949; RIZZINI, 1971; SOUZA et al., 2003).

O Paricá é uma espécie pertencente à família Fabaceae, com distribuição descrita principalmente na floresta amazônica brasileira, em áreas de florestas secundárias de terra firme e várzea alta, abrangendo os seguintes estados: Amazonas (DUCKE, 1949), Pará (SILVA et al., 2018), Rondônia (OLIVEIRA; PEREIRA, 1984), Mato Grosso (RONDON, 2002), Acre (LOBÃO et al., 2012) e em algumas regiões do nordeste do país (VIDAURRE et al., 2012), além de ocorrer em florestas subtropicais da América Central (REIS; PALUDZYSZYN FILHO, 2011), onde essa ampla abrangência tem fundamental importância ambiental, na necessidade da preservação da biodiversidade vegetal destes biomas.

Por se tratar de uma espécie de madeira tropical nativa, o Paricá tem ganhado bastante notoriedade na mídia nacional (EMBRAPA, 2019), embora as pesquisas disponíveis na literatura ainda sejam incipientes.

Contudo, os principais fatores que tem evidenciado a intensificação dos plantios, principalmente nas regiões norte e nordeste, são o rápido crescimento volumétrico, atingindo de 20 a 40 m de altura e 100 cm de diâmetro altura do peito (DAP); sem dificuldades no processo de germinação para a produção de mudas; fuste reto; resistência ao ataque de pragas e doenças; elevada taxa de crescimento aliado à produção de madeiras de qualidade e com elevada cotação no mercado interno e externo (ALMEIDA et al., 2013; CORDEIRO et al., 2015).

Sua copa é galhosa, obovoide e aberta, de casca externa lisa e finamente fissurada, medindo até 15 mm, cuja coloração varia entre cinza claro e cinza escuro, a casca interna é de cor creme-rosada, granulosa e de odor desagradável (ARAGÃO, 2018). As folhas são grandes quando a planta é jovem, mas diminuem quando esta fica velha, as flores tem a coloração amarela e aroma doce, medindo de 15 a 30 cm de comprimento (PEREIRA et al., 2015).

Em virtude do rápido crescimento volumétrico e a capacidade de se adaptar às diversas condições edafoclimáticas, o cultivo tem sido destinado a indústria de lâminas e painéis (SILVA et al., 2015; MELO et al., 2020). A taxa de crescimento do Paricá em ambiente natural, sem interferência de melhoramento genético, gira em torno de 30 a 35 mm<sup>3</sup> em hectares ao ano (CORDEIRO et al., 2018).

A extração da madeira do Paricá é realizada de forma intensa devido à facilidade de remoção da sua casca, secagem, laminação e prensagem, além da boa estética e excelente acabamento, gerando resíduos que são aproveitados para a geração de energia (SILVA et al., 2016).

Além disso, pode-se mencionar as vantagens na produção de energia em forma de briquetes (VIDAURRE et al., 2012), sendo também aplicado em embalagens e paletes (IWAKIRI et al., 2011).

A madeira do Paricá, apresenta vantagens quanto ao processamento, principalmente na facilidade da retirada da casca até ao seu excelente acabamento (MELO et al., 2013). Também é indicado na produção de pasta celulósica, embora se obtenha menor rendimento devido à baixa densidade, menor branqueabilidade e maior consumo de energia quando comparado à madeira de *Eucalyptus grandis* (VIDAURRE, 2012).

Nos últimos anos, a semente do Paricá vem sendo bastante comercializada devido à ampliação de áreas de reflorestamento, sendo que no Pará o preço do kg/semente varia de R\$54,90 a R\$87,40, cuja variação dos preços pode ser justificada pelo interesse de



inúmeras empresas em reflorestar áreas degradadas por suas atividades com essa espécie (CORDEIRO et al., 2018).

O Paricá apresenta comportamento regenerativo em clareiras, áreas com alta intensidade de radiação solar e contaminação de metais pesados, sendo possível observar a regeneração natural desta espécie em um raio de 3 a 25 metros de distância da árvore matriz (KAZAMA, 2017).

Esse comportamento permite que a muda do Paricá, ainda em estágio inicial de desenvolvimento, seja coletada e transportada para outros ambientes, como viveiros de plantas, sendo utilizada na maioria dos casos na recuperação de áreas alteradas pela atividade humana (LUCENA, 2017).

### **3.2. Metais pesados e contaminação ambiental**

Metal pesado é um termo utilizado para nomear grupos de metais e semimetais (metaloides), que possuem densidade maior que  $5 \text{ g cm}^{-3}$ , que estão associados à poluição e potencial de toxicidade ou ecotoxicidade (VIEIRA et al., 2015). Estes elementos químicos são componentes naturais encontrados na crosta terrestre e incorporadas aos organismos vivos através dos alimentos, da água e pela via aérea (SOUZA et al., 2018).

As principais propriedades dos metais pesados são os elevados níveis de reatividade e bioacumulação, ou seja, além de serem capazes de desencadear diversas reações químicas não metabolizáveis (organismos vivos não podem degradá-los), permanecem em caráter cumulativo ao longo da cadeia alimentar (DUFFOS, 2015).

Embora alguns metais sejam prejudiciais como é o caso do chumbo (Pb), mercúrio (Hg) e cádmio (Cd), outros são essenciais para o desenvolvimento das funções vitais dos organismos, a exemplo do níquel (Ni), ferro (Fe), zinco (Zn), cobre (Cu) e manganês (Mn), no entanto, quando em excesso são prejudiciais ou mesmo letais, sendo muito sutil a margem entre a essencialidade e a toxicidade desses elementos (CHU, 2018).

Nos solos, os metais pesados, na maioria das vezes, estão presentes em concentrações ou formas que não oferecem risco para o meio ambiente (WAHSHA et al., 2016). No entanto, com o crescente avanço das atividades antrópicas e tecnológicas, principalmente nos setores da mineração, atividades industriais, descarte inadequado de resíduos orgânicos e inorgânicos em lixão a céu aberto ou em áreas inadequadas, a quantidade destes constituintes químicos vem aumentando gradativamente nos ecossistemas (COGO et al., 2020).

Os compostos inorgânicos como os metais são os contaminantes de maior interesse ambiental devido a persistência nos ecossistemas, inserção na cadeia trófica e a capacidade de alteração da qualidade da água e do solo, ocasionando severos riscos ambientais e a qualidade da saúde humana (XUE et al., 2014; SOUZA et al., 2017).

A exploração mineral é uma das principais atividades responsáveis pela bioacumulação dos metais pesados no solo, através da deposição de rejeitos que são descartados de forma inadequadas e acabam se tornando fontes de contaminantes (SOUZA et al., 2019). Os metais podem ocorrer em diferentes espécies químicas e podem ser ligados a diferentes compartimentos do solo (AHMAD et al., 2018).

O grau de toxicidade dos metais depende das características do elemento e dos organismos envolvidos, podendo ocorrer em diferentes níveis: rotas bioquímicas (respiração e fotossíntese), integridade de macromoléculas (DNA e proteínas), características genéticas (metagênese) e biologia celular, onde os sintomas de toxicidade perceptíveis em concentrações excessivas de metais podem ser atribuídos a uma extensa interação em níveis celulares e moleculares (CHU, 2018; COGO et al., 2020).

A contaminação por metais pesados está diretamente relacionada aos processos de acúmulo e transporte que dependem de interações complexas com os coloides do solo, os quais podem-se citar: reações de adsorção/dessorção, precipitação/dissolução e complexação e oxirredução, tanto nas fases orgânicas e inorgânicas dos componentes do solo. (AHMAD et al., 2017).

Além disso, os atributos do solo influenciam na interação metal x solo, onde o pH, teor de matéria orgânica, teor de argila, potencial de redox e presença de óxidos de ferro ( $\text{Fe}^{3+}$ ), alumínio ( $\text{Al}^{3+}$ ) e manganês ( $\text{Mn}^{2+}$ ) são responsáveis pelo comportamento e disponibilidade/mobilidade de metais no solo (ZHANG et al., 2016).

### **3.3. Características no solo e perfil econômico do Níquel**

O níquel (Ni) é um metal de transição de coloração branco-prateado, apresenta boa condução de eletricidade/calor, bastante maleável e apresenta resistência à corrosão (GONZALEZ, 2016; FREITAS et al., 2018). Sua utilização ocorre na forma pura para a proteção de peças metálicas devido à sua resistência de oxidação (SILVA, 2017; FONTE BOA, 2018).

Este elemento apresenta densidade de  $8,9 \text{ g cm}^{-3}$ , estando localizado junto aos elementos de transição na tabela periódica, entre o cobre e o cobalto, e cujo número atômico é 28 (SOUZA, 2015).

Embora seja considerado elemento traço, este constituinte químico encontra-se entre os metais pesados mais comuns em solos, além disso, os teores de Ni nos solos apresentam elevada variabilidade e são totalmente dependentes do material de origem, sendo maior em solos desenvolvidos de serpentina, quando comparados aos solos derivados de granitos e arenitos (FONTE BOA, 2018).

Além do material de origem, o níquel pode ser adicionado ao solo em decorrência das ações antrópicas como a agricultura (no constante uso de fertilizantes de fosfatos, lodo de esgoto, pesticidas, água de irrigação e calagem), disposição de resíduos industriais, queima de combustíveis fósseis e deposições atmosféricas (ROVEDA et al., 2014; UGARTE et al., 2015; HARASIM; FILIPEK, 2015).

O Ni pode ser inserido pela utilização de resíduos orgânicos como o lodo de esgoto (ROVEDA et al., 2014), cuja concentração é maior em regiões mais industrializadas, principalmente as que o utilizam em ligas metálicas, baterias, componentes eletrônicos e catalisadores (SOUZA et al., 2018). Também pode ser encontrado em produtos de cerâmica, detergentes e sabão, indústria têxtil e de papel e celulose (PRAJAPATI et al., 2018).

As principais utilizações do níquel nas indústrias são através da galvanoplastia, o que permite este metal a se combinar com outros (zinco, ferro, cromo e cobre) e formar ligas e subprodutos, além de eletrodos de soldadura e produção de produtos químicos como sulfato de níquel, cloreto de níquel e alguns catalisadores (RIBEIRO, 2016).

Diversos fatores podem afetar os teores de  $\text{Ni}^{2+}$  disponíveis no solo, como classe textural, matéria orgânica do solo (MOS), óxidos de ferro (Fe) e manganês (Mn), pH, reações de complexação e competição pelos sítios de adsorção (KABATA-PENDIAS; PENDIAS, 2011).

Portanto, o aumento do teor de Ni com a diminuição do diâmetro das frações do solo indica que o comportamento desse nutriente é mediado por processos de adsorção com os óxidos de Fe e Mn, que apresentam alta capacidade de reter este mineral (REIS et al., 2014). Desse modo, o Ni no solo encontra-se primeiramente na forma mineral, o que explica, sua baixa mobilidade e disponibilidade (FONTE BOA, 2018).

Quando analisado o pH, este é o fator que mais afeta o comportamento do Ni no solo, pois são variáveis inversamente proporcionais (KABATA-PENDIAS; PENDIAS,

2011). Ressalta-se que o aumento dos teores disponíveis de Ni em decorrência da redução do pH ou da influência de outros fatores (adubação), pode levar a uma competição direta pelos sítios de reação do solo com outros cátions – ferro, cobre e zinco, que apresentam similaridades químicas com o Ni, como valência e raio iônico hidratado (REIS et al., 2014).

O Ni é, inicialmente, comercializado na sua configuração de metal refinado (catodo, pó, briquete, dentre outros) ou ferro-níquel (ICZ, 2017). A maior parte desse minério é proveniente de dois tipos de depósitos minerais: Lateritas (sendo a limonita niquelífero [(Fe,Ni)O(OH)] como o principal) e garnierita (silicato de níquel hidratado); depósitos de sulfetos magmáticos (sendo o principal a pentlandita – [(Fe,Ni)<sub>9</sub>S<sub>8</sub>]) (USGS, 2017).

Em relação ao Brasil, existem registros de reservas minerais, sendo algumas, fontes de níquel. Estão situadas nos estados de Goiás, Bahia, Pará, Minas Gerais e Mato Grosso (SILVA, 2015). A produção mineral de substâncias metálicas foi responsável por 76% do valor total da produção mineral comercializada no Brasil (DNPM, 2016).

### **3.4. Efeito do Ni nas plantas: essencialidade e toxicidade**

Durante muito tempo o Ni foi considerado um constituinte químico com atributos tóxicos para as plantas (RODAK et al., 2014). Entretanto, alguns trabalhos registrados na literatura desmitificaram essa ideia, tornando este mineral, atualmente, como essencial às plantas, por ser parte constituinte da metaloenzima urease, sendo diretamente relacionado ao metabolismo do nitrogênio (BHALERAO et al., 2015; PRAJAPATI et al., 2018).

Na natureza, o Ni pode ser encontrado em vários estados de oxidação (0, +1, +2, +3 e +4), o que permite maior afinidade com o enxofre e o ferro, permitindo que este metal seja classificado como um elemento calcófilo e siderófilo, respectivamente (COSTA, 2016).

A forma de absorção do Ni pelas plantas é realizada preferencialmente como cátion divalente (Ni<sup>2+</sup>), assim como também na forma de quelatos com compostos orgânicos e metalóforos (REIS et al., 2014; NEVES et al., 2017). Ao entrar em contato com o sistema radicular, este mineral é absorvido, principalmente, por processo ativo, em canais não específicos, bem como por difusão passiva (PRAJAPATI et al., 2018).

Ressalta-se que o mecanismo de contato preferencial do Ni com o sistema radicular ainda não foi elucidado, cuja forma e o processo de absorção predominante

dependem dos teores desse micronutriente no solo e, sobretudo, do efeito do pH sobre sua disponibilidade (REIS et al., 2014).

Em relação à mobilidade do Ni na planta, é considerado intermediária, cujo metal se concentra quase que exclusivamente nas raízes, onde após ser absorvido, é transportado para o xilema, na forma iônica, por quelatos e ácidos orgânicos (citrato e peptídeos) e aminoácidos, como a histidina (REIS et al., 2014). Ressalta-se que durante esse processo o níquel se encontra, quando em quantidades maiores, nos vacúolos das folhas e caule (SILVA, 2017).

Assim, o níquel é considerado um elicitador (ou indutor produzido pelas plantas e utilizado como mecanismo de defesa contra doenças ou predadores) do mecanismo antioxidativo das plantas, elevando as atividades das enzimas antioxidantes e aumentando a tolerância ao estresse biótico e abiótico nos organismos vegetais (BARCELOS, 2016).

Quando em excesso, o Ni causa efeitos tóxicos nas plantas, provocando danos aos tecidos e interferências negativas no metabolismo das plantas (BAZIHIZINA et al., 2015). Os indicadores mais comumente encontrados para fitotoxicidade deste metal, incluem a inibição da germinação, necrose foliar, redução do sistema radicular, deformação de órgãos e crescimento reduzido (NIE et al., 2015; KURAMSHINA et al., 2018).

Como consequência de altas concentrações de Ni, pode ocasionar efeitos nas plantas, tais como: os processos fisiológicos e bioquímicos em plantas superiores são afetadas, incluindo reduções de trocas gasosas (AMARI et al., 2014), diminuições nos níveis de clorofila (SIRHINDI et al., 2016) e interferência na absorção de água (YUSUF et al., 2014).

Quanto a sintomatologia, os principais sintomas visuais da deficiência de Ni nas plantas estão a clorose (palidez ou amarelecimento das folhas durante o crescimento foliar ou crescimento precoce do dossel das plantas); redução do tamanho e formato alterado da folha; apresentam região verde-escuro característico nas pontas foliares; necrose apical foliar; curvatura e enrugamento da região apical foliar e ausência do desenvolvimento laminar (REIS et al., 2014).

Além disso, a carência do Ni na planta altera a síntese de proteínas, diminuindo o crescimento e teor de aminoácidos, devido à redução da urease, bem como ocorre o aumento do teor de nitrato e ureia nas folhas (BHALERAO et al., 2015). Adicionalmente, antecipa a senescência das plantas e modifica o metabolismo do nitrogênio (ROVEDA et al., 2014).

Enquanto que, em altas concentrações de Ni nas plantas, provoca a diminuição da quantidade de Fe e Zn na mesma (SIRHINDI et al., 2016). Além de ocasionar toxidez, que pode variar de acordo com a espécie, pois há ocorrência de plantas sensíveis, moderadamente tolerantes e potencialmente acumuladoras desse micronutriente (KURAMSHINA et al., 2018).

A toxicidade deste metal em plantas, tornou-se uma problemática mundial que ameaça a agricultura sustentável, quando comparado a outros metais pesados, o Ni tem recebido pouca atenção em produções científicas, em virtude de suas propriedades complexas, o que o torna um grande obstáculo na divulgação de seu mecanismo de toxicidade nos organismos vegetais (KURAMSHINA et al., 2018).

### **3.5. Espécies reativas de oxigênio e estresse oxidativo**

As espécies reativas de oxigênio (EROs) são radicais livres, termo este que se refere a um átomo ou molécula altamente reativa, que contém um número ímpar de elétrons em sua última camada, tornando-o livre (MISHRA; SHARMA, 2019; NAING; KIM, 2021).

As EROs funcionam como um mecanismo de defesa da planta a uma série de combinação de estresses bióticos e abióticos, cujas respostas tem por finalidade induzir que a planta retorne ao seu metabolismo normal, quando presentes em baixas concentrações (OLIVEIRA NETO et al., 2018; NAING; KIM, 2021).

As espécies reativas são normalmente referidas como subprodutos de reações redox que se apresentam tanto como radicais livres, como na forma molecular de um não radical (como o peróxido de hidrogênio), sendo consideradas muito reativas por sua instabilidade, mesmo não possuindo elétrons desemparelhados (BARBOSA et al., 2014; MISHRA; SHARMA, 2019).

São moléculas altamente oxidantes e compreendem: o ânion superóxido ( $O_2^{\bullet-}$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), oxigênio singleto ( $^1O_2$ ), radical peridroxil ( $HO_2^{\bullet}$ ) e radical hidroxila ( $OH^{\bullet}$ ) (MITTLER, 2017; MISHRA; SHARMA, 2019; NAING; KIM, 2021).

A hidroxila ( $OH^{\bullet}$ ) apresenta o maior potencial reativo no meio biológico, tendendo reagir nas proximidades do sítio onde foi gerado, resultando na inativação ou mutação do DNA e retirada de átomos de hidrogênio de grupos metileno de ácidos graxos poli-insaturados, dando início à peroxidação lipídica (HASANUZZAMAN et al., 2020; NAING; KIM, 2021).

O oxigênio singleto é considerado a segunda mais reativa e pode difundir-se a distâncias significativas a partir de seu sítio de produção estando associada a reações com aminoácidos, tióis, ácidos nucleicos, carboidratos, proteínas e membranas lipídicas (MITTLER, 2017; MISHRA; SHARMA, 2019).

Por sua vez, o ânion superóxido é tido como moderadamente reativo e considerado instável, uma vez que possui número ímpar de elétrons (13) em sua última camada (BARBOSA et al., 2014; MITTLER, 2017; MISHRA; SHARMA, 2019).

O peróxido de hidrogênio é considerado mais estável quando comparado com a hidroxila e moderadamente reativa, apresentando pequeno tamanho, o que configura permear membranas celulares e assim possibilitar reações em alvos mais distantes, atuando como mensageira da condição de estresse (MITTLER, 2017; NAING; KIM, 2021).

O  $H_2O_2$  é responsável pelos processos de fechamento estomático, formação de ligações transversais na parede celular, expressão de genes relacionados a respostas ambientais, biogênese de peroxissomos, inativação de enzimas por oxidação de seus grupos tiol, indução de enzimas (catalase e peroxidase) e provocar danos aos ácidos nucleicos, proteínas e lipídeos (ZHU et al., 2019; HASANUZZAMAN et al., 2020; NAING; KIM, 2021; WEI et al., 2021).

As moléculas supracitadas, são produzidas continuamente como subprodutos de diversas vias metabólicas, localizadas em diferentes compartimentos celulares, tais como: cloroplastos, mitocôndrias e peroxissomos (SAIBI; BRINI., 2018; LOCATO et al., 2018).

A produção de EROs (Figura 1), em muitos estágios celulares, tem papel relevante nos processos biológicos, como na sinalização celular e sistema de defesa imune (as reativas de oxigênio combatem os agentes agressores que se encontram na célula) (ZHU et al., 2019; WEI et al., 2021).

A problemática existente, é que níveis gerados de EROs podem transpassar os limites necessários para o combate ao agente agressor, ocasionando assim, danos celulares (HASANUZZAMAN et al., 2020; NAING; KIM, 2021).

É possível estimar indiretamente os danos celulares através da quantificação dos teores de malonaldeído (MDA), produto final da peroxidação lipídica, sendo comumente utilizado na determinação dos níveis de danos causados nas membranas (LI et al., 2017; BATISTA et al., 2018).

Diante da maior produção de reativas de oxigênio e, considerando os prejuízos causados pelas mesmas, as plantas possuem sistemas antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos (OLIVEIRA NETO et al., 2018).

O primeiro é composto pela dismutase do superóxido (SOD), peroxidase do ascorbato (APX) e catalase (CAT), dentre outros, enquanto que ascorbato, glutatona e tocoferol são não enzimáticos (HASANUZZAMAN et al., 2020; NAING; KIM, 2021).

A SOD é a primeira linha de defesa contra EROS, através da dismutação dos íons superóxido, com a formação de  $H_2O_2$  (BERWAL; RAM, 2018; MOLONEY; COTTER, 2018). Os superóxidos são sintetizados em qualquer compartimento celular onde há transporte de elétrons, sendo assim, presente em todos os compartimentos celulares suscetíveis ao estresse oxidativo (SAIBI; BRINI, 2018; LOCATO et al., 2018).

A dismutase superóxido é classificada de acordo com seu metal cofator, em diferentes grupos, sendo o tipo e a quantidade de isoformas variáveis entre espécies vegetais (HASANUZZAMAN et al., 2020). A FeSOD está presente nos cloroplastos, MnSOD nas mitocôndrias e peroxissomos e as Cu/Zn-SOD nos cloroplastos, peroxissomos, citosol e no espaço extracelular (NAING; KIM, 2021).

A CAT tem a função de neutralizar o  $H_2O_2$  em água e oxigênio molecular e está presente nos peroxissomas (HASANUZZAMAN et al., 2020). As catalases podem ser divididas em três classes: I (removem o  $H_2O_2$  produzido durante a fotorrespiração em tecidos fotossintéticos), II (produzidas em tecidos vasculares, mas sua função biológica permanece desconhecida) e III (presentes nas sementes e plantas jovens, cuja atividade está relacionada à remoção de  $H_2O_2$  produzido durante a degradação dos ácidos no glioxissoma (ALI et al., 2019; NAING; KIM, 2021).

A APX é a enzima mais importante da eliminação de  $H_2O_2$  no citosol e cloroplastos, através da utilização de ascorbato como seu doador de elétrons para reduzir o peróxido de hidrogênio à água, fazendo parte do ciclo ascorbato-glutatona (BERWAL; RAM, 2018; SAIBI; BRINI, 2018; LOCATO et al., 2018).

As G-POD são proteínas que preferencialmente oxidam doadores de elétrons aromáticos, como guaiacol, às custas de  $H_2O_2$  (ALI et al., 2019; NAING; KIM, 2021). Além disso, estão associados a muitos processos biossintéticos importantes e defesa contra estresses abióticos e bióticos (HASANUZZAMAN et al., 2020).

Várias condições estressantes do meio ambiente, incluindo diferentes poluentes, como metais pesados, herbicidas, ozônio e hidrocarbonetos aromáticos policíclicos,

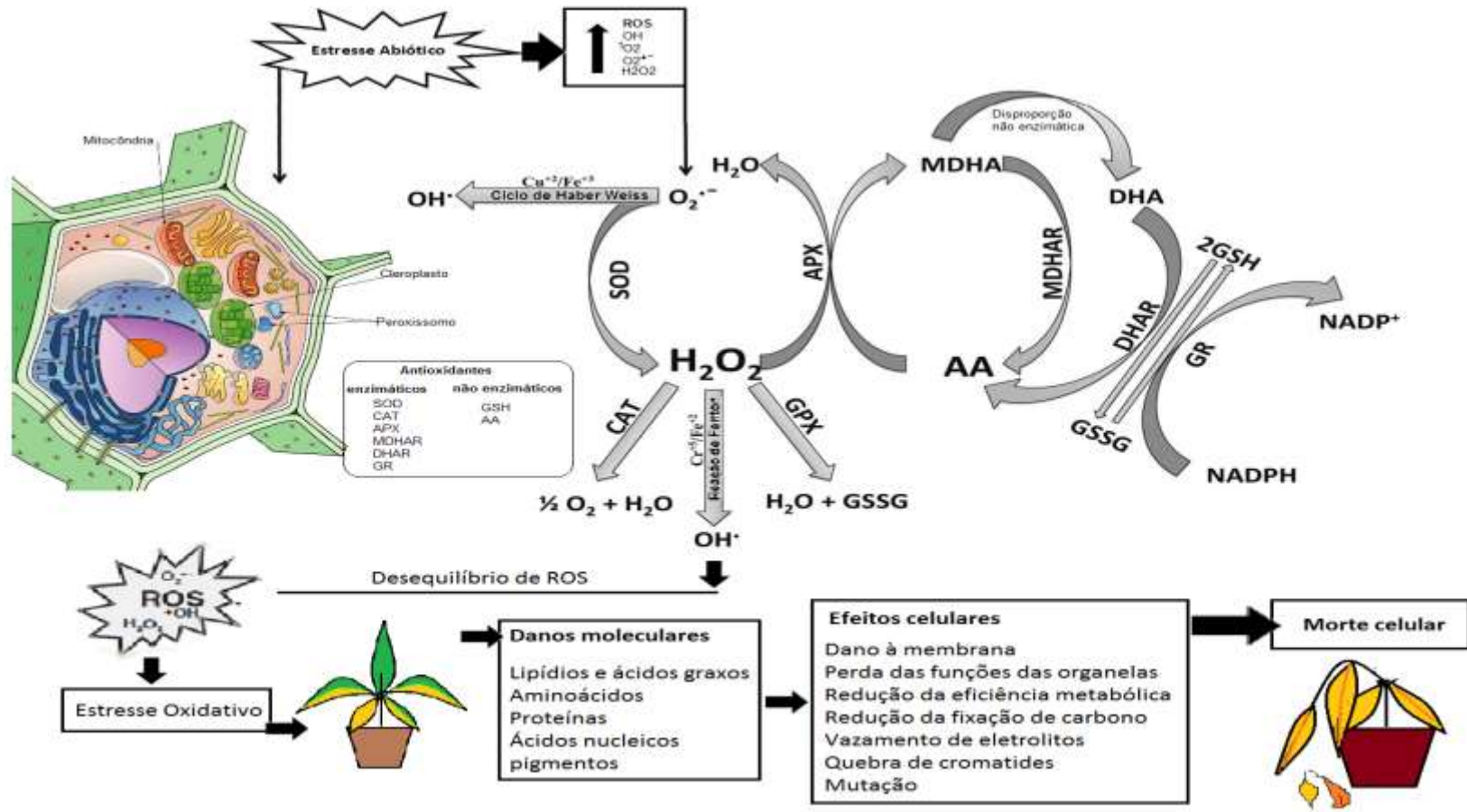


mostraram induzir a atividade de G-POD (HASANUZZAMAN et al., 2020; NAING; KIM, 2021).

O sistema não enzimático compreende os antioxidantes provenientes das vitaminas, flavonoides, carotenoides, albumina, transferrina, glutathione, dentre outros (MOLONEY; COTTER, 2018).

O estresse oxidativo, então, é resultante do desequilíbrio entre as EROs e os seus equivalentes antioxidantes, causados por distúrbios na produção, distribuição ou concentrações elevadas de EROs em função de agentes endógenos (sistema enzimático e não enzimático) ou fatores ambientais (luminosidade, salinidade, alagamento, seca, frio, metais pesados, ataques de patógenos, envelhecimento, ferimentos, dentre outros), ocasionando ações danosas sobre as células (PRAJAPATI et al., 2018; JOGAWAT et al., 2021).

Figura 1 - Esquema do mecanismo de manutenção do equilíbrio das EROs.



Fonte: GILL; TUTEJA (2010).

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. Condução experimental e material vegetal

O experimento foi conduzido em casa de vegetação pertencente à Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA (Figura 2), situado em Belém-PA, com coordenadas geográficas (01° 28' 03" S e 48° 29' 18" W), no período de julho a setembro de 2019. A classificação do clima é Af, segundo Köppen e Geiger, com temperatura média de 26,8° e umidade relativa do ar de 95% (LOPES et al., 2018).

As sementes utilizadas foram da espécie arbórea Paricá, *Schizolobium amazonicum*, fornecidas pela AIMEX (Associação das Indústrias Exportadoras de Madeira do Estado do Pará), situada em Benevides, Pará, Brasil (1° 20' 04,9" S 48° 14' 24,5" O).

Figura 2 - Condução experimental na casa de vegetação – UFRA.



Fonte: Autor (2022).

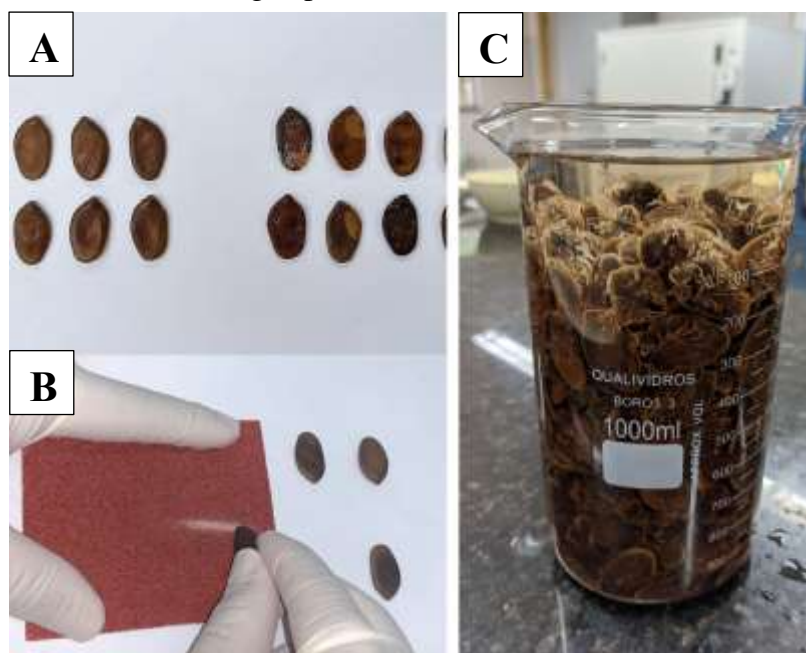
### 4.2. Produção de mudas e exposição das plantas às dosagens de níquel

Foi realizada uma seleção manual de 120 sementes, baseado nos critérios em relação à cor, tamanho e espessura (Figura 3-A), uma vez que a padronização resulta na precisão das melhores condições de semeadura, além de evitar diferenciação de resultados (SHIMIZU et al., 2011).

Em virtude das sementes deterem dormência tegumentar, foram efetuadas escarificações mecânicas a fim de acelerar o processo de germinação das mudas quando alocadas em substrato (Figura 3-B) (FRIGOTTO et al., 2015).

A ação foi realizada na parte contrária ao eixo embrionário do elemento, através da fricção mecânica, utilizando lixa 80 mm e posterior submersão em água fria por 24 horas (Figura 3-C), com o intuito de mantê-las hidratadas para o semeio (SHIMIZU et al., 2011).

Figura 3 - Padronização das sementes de Paricá (A), processo de escarificação (B) e submersão do material em água por 24 horas (C).



Fonte: Autor (2022).

No dia seguinte, foi realizado o semeio, sendo quatro sementes/recipiente, em vasos do tipo Leonard, com capacidade de 4,6 L, adaptados com garrafas pet, envolvidos com papel alumínio (para minimizar a interferência da radiação solar no crescimento radicular) e, na parte superior, contendo papel Etil Vinil Acetato (E.V.A) em formato circular (para evitar a proliferação de algas), contendo, no seu interior, areia esterilizada (Figura 4).

Após 15 dias de semeio, foi aplicada solução nutritiva de SARRUGE (1975) (Tabela 1) com a finalidade de completar seu crescimento antes do início da aplicação dos tratamentos, sendo renovada semanalmente.

O pH foi mantido entre 5,8 a 6,0 adicionando hidróxido de sódio (NaOH) (no intuito de elevar o pH) ou ácido clorídrico (HCl) (no intuito de reduzir o pH) a uma concentração de  $0,1 \text{ mol L}^{-1}$ , quando necessário.

Figura 4: Modelo de vaso adaptado tipo Leonard utilizado no experimento.



Fonte: TEIXEIRA; SOUZA (2019).

Tabela 1: Composição da solução nutritiva Sarruge (1975) adotada no experimento.

<b>Composição</b>	<b>Concentração 1 mL</b>	<b>Concentração ½ mL</b>	<b>Concentração ¼ mL</b>
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	30 mL	15 mL	7,5 mL
KNO <sub>3</sub>	150 mL	75 mL	37,5 mL
Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	150 mL	75 mL	37,5 mL
MgSO <sub>4</sub>	60 mL	30 mL	15 mL
MICRO	30 mL	15 mL	7,5 mL
Fe - EDTA	30 mL	15 mL	7,5 mL

Fonte: Autor (2022).

Transcorridos 60 dias após o semeio, ocorreu a primeira aplicação das dosagens (Dia 0), nas concentrações de 0; 200; 400; 600 e  $800 \mu\text{M L}^{-1}$  de cloreto de níquel hidratado (NiCl<sub>2</sub>.H<sub>2</sub>O) em solução nutritiva, tomando como base a Resolução 420 do Conselho Nacional de Meio Ambiente (CONAMA) (BRASIL, 2009). Após uma semana, ocorreu a segunda aplicação das dosagens (Dia 7), assim como a terceira (Dia 14).

O critério adotado para a realização das aplicações de níquel foi baseado em função da resposta do metal sobre a espécie. Desta forma, o número de aplicações do Ni foi interrompido quando as plantas apresentaram sintomatologia bem evidente.

### **4.3. Coleta e armazenamento do material**

Após 15 dias da aplicação do  $\text{NiCl}_2$ , as mudas foram coletadas para análises enzimáticas, levando em consideração a presença de sinais de toxidez (clorose, epinastia e senescência foliar), onde foram separadas as folhas e raízes, armazenando-as em envelopes de alumínio (para preservar as estruturas) e sacos plásticos, em seguida acondicionadas em freezer.

Posteriormente, as amostras de folhas e raízes foram liofilizadas em liofilizador do modelo L108 Liotop por aproximadamente 20 horas. O material liofilizado foi utilizado para análise da concentração de enzimas antioxidantes.

### **4.4. Análises de enzimas antioxidantes**

As análises do sistema antioxidante foram realizadas no Laboratório de Estudos em Biodiversidade em Plantas Superiores – EBPS, localizado na UFRA, Belém-PA.

Os parâmetros avaliados foram: superóxido dismutase (SOD, EC 1.15.1.1) (GIANOPOLITIS; RIES, 1977); peroxidase do ascorbato (APX, EC 1.11.1.11) (NAKANO; ASADA, 1981); peroxidase do guaiacol (G-POD, EC 1.11.1.9) (KAR; MISHRA, 1976), catalase (CAT, EC 1.11.1.6) (HAVIR; MCHALE, 1987) e o composto Malonaldeído (HEATH; PACKER, 1968).

#### **4.4.1. Extração**

Os extratos para a determinação da peroxidação de lipídeos (MDA) e da atividade das enzimas SOD, APX, G-POD e CAT, foram obtidos a partir da maceração em nitrogênio líquido de 1g de tecidos frescos de folhas com 4 ml de solução tampão Tris-HCl a 0,05M, pH 8,0, contendo EDTA a 0,1 mM.

O homogeneizado foi centrifugado a 12.000 x g durante 15 min, a 4 ° e o sobrenadante foi coletado e armazenado a -20 °C até a análise.

#### **4.4.2. Malonaldeído (MDA)**

A determinação da peroxidação de lipídeos de membranas foi realizada utilizando o teste para substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico, através da determinação dos teores do malonaldeído (MDA).

O volume de 0,5 ml de extrato bruto foi misturado com 0,5 ml da solução de TBA 0,5% e ácido tricloroacético (TCA) 20%. Os tubos foram deixados em banho-maria a 95 °C, durante 30 minutos.

Decorrido esse tempo, os tubos foram resfriados em banho de gelo para interromper a reação. Em seguida eles foram centrifugados a 3.000 g por 10 minutos e o sobrenadante coletado. A absorvância do sobrenadante foi medida a 532 nm e 600 nm.

A obtenção da leitura espectrofotométrica para os teores de TBA ocorreu após a subtração da absorvância não específica (600 nm), da específica 532 nm. O conteúdo de MDA foi determinado usando seu coeficiente de extinção molar ( $155 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ). Os resultados foram expressos em nmol de MDA  $\text{g}^{-1}$  de matéria fresca (MF).

#### **4.4.3. Dismutase do superóxido (SOD EC 1.15.1.1)**

O meio de reação foi composto por tampão fosfato de potássio a 50 mM, pH 7,8, EDTA a 0,1 mM, metionina a 19,5 mM, nitrocloreto de tetrazólio azul (NBT) a 75  $\mu\text{M}$ , riboflavina a 2  $\mu\text{M}$  e 50  $\mu\text{L}$  do extrato bruto convenientemente diluído, em um volume final de 1,5 mL.

A reação foi conduzida em uma câmara, iluminada com duas lâmpadas fluorescentes de 20 W, por 15 min. A atividade da SOD foi estimada através do aumento da absorvância a 560 nm, devido à produção de formazana azul, resultante da fotorredução do NBT, avaliando-se a capacidade da enzima em inibir a fotorredução do azul de nitrotetrazólio (NBT).

Os resultados foram expressos em UAD  $\text{g}^{-1}$  MS, sendo UAD (unidade de atividade enzimática) definida como a quantidade de enzima necessária para causar 50% de inibição da fotorredução do NBT, no período de 15 min.

#### **4.4.4. Peroxidase do ascorbato (APX EC 1.11.1.11)**

O meio reacional foi composto por uma mistura contendo tampão fosfato de potássio a 50 mM, pH 6,0, EDTA a 0,05 mM, ascorbato a 0,015 M,  $\text{H}_2\text{O}_2$  a 0,03 M e 300  $\mu\text{L}$  do extrato enzimático convenientemente diluído, em um volume final de 1,5 mL.

A atividade da APX foi estimada pela oxidação do ascorbato, mensurada pelo decréscimo de absorvância a 290 nm. Os resultados foram calculados usando o coeficiente de extinção molar do ascorbato ( $\epsilon = 0,0028 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ) e expressos em mmol de  $\text{H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1}$  prot.

#### 4.4.5. Peroxidase do guaiacol (G-POD EC 1.11.1.9)

A mistura de reação foi composta por 50  $\mu\text{L}$  do extrato, convenientemente diluído, 950  $\mu\text{L}$  de tampão fosfato de potássio a 0,1 M, pH 7,0, contendo EDTA a 0,1 mM, 500  $\mu\text{L}$  de guaiacol a 20 mM e 500  $\mu\text{L}$  de  $\text{H}_2\text{O}_2$  a 60 mM.

A atividade da GPOD foi acompanhada pela formação do tetraguaiacol, monitorado pelo aumento da absorvância a 470 nm. Os resultados foram expressos em  $\text{mmol de H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$ , usando-se para os cálculos o coeficiente de extinção molar do tetraguaiacol ( $\epsilon = 0,266 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ).

#### 4.4.6. Catalase (CAT EC 1.11.1.6)

O meio de reação foi composto por tampão fosfato de potássio a 86 mM, pH 7,0, EDTA a 86  $\mu\text{M}$ ,  $\text{H}_2\text{O}_2$  a 20mM e 150 $\mu\text{L}$  do extrato bruto convenientemente diluído, em um volume final de 1,5 mL.

A atividade enzimática foi determinada pelo decréscimo da absorvância a 240 nm, resultado da decomposição do  $\text{H}_2\text{O}_2$ , durante 1 min. Os resultados foram calculados usando o coeficiente de extinção molar ( $\epsilon = 36 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ) e expressos em  $\text{mmol de H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$ .

#### 4.4.7. Análise de Níquel

A metodologia utilizada foi a descrita no "Manual de Análises Químicas de Plantas, Solos e Fertilizantes" do capítulo "Análise Química de Tecido Vegetal" adaptado da Embrapa (SILVA, 2009).

O método analítico utilizado para a extração dos metais foi a digestão úmida pela combinação dos ácidos  $\text{HNO}_3 + \text{HClO}_4$  (3:1). Desta forma, pesou-se 500 mg de amostra previamente desidratada e foi transferido para um erlenmeyer de 125 ml.

Foram adicionados 8 ml da solução ácida  $\text{HNO}_3 + \text{HClO}_4$ , mantido a frio pelo período de três horas. Na sequência, foi transferido para um bloco digestor e aquecido a 120 °C até cessar o desprendimento de vapores de coloração acastanhada, característica de  $\text{NO}_2$ . Em seguida, a temperatura foi elevada a 200 °C até cessar o desprendimento de vapores esbranquiçados, característicos de  $\text{HClO}_4$ .

Após o resfriamento do sistema, completou-se o volume de 25 ml com água destilada, transferindo-se para frasco de vidro escuro. As amostras foram, então,



submetidas à análise por espectrometria de absorção atômica (EAA) por emissão de chama, no comprimento de onda  $\text{Ni}^{+2} = 232,0 \text{ nm}$ .

#### **4.5. Delineamento experimental e análise estatística**

Foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), constituído de 5 tratamentos, sendo um com plantas controle (sem níquel), e os demais com quatro doses de cloreto de níquel ( $200 \mu\text{M L}^{-1} \text{NiCl}_2$ ;  $400 \mu\text{M L}^{-1} \text{NiCl}_2$ ;  $600 \mu\text{M L}^{-1} \text{NiCl}_2$  e  $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{NiCl}_2$ ), em seis repetições, totalizando 30 unidades de Paricá no experimento.

A análise estatística das variáveis e geração dos gráficos foi realizada através do software R Studio, versão 1.3.1093, utilizando a biblioteca ExpDes.pt e a função “dic”, o qual já realiza análise de normalidade dos resíduos pelo teste de Shapiro-Wilk e igualdade das variâncias pelo teste Bartlett, igualmente fazendo a ANOVA, e posteriormente teste Post-Hoc de Tukey, onde em todas as análises, foram consideradas o nível de significância de 5%.

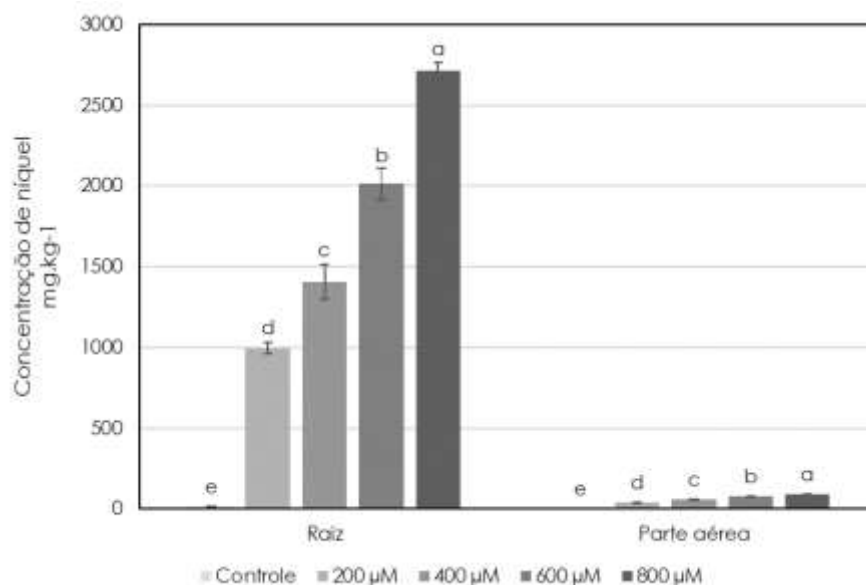
## 5. RESULTADOS

### 5.1 Concentração de Níquel na raiz e parte aérea

A quantidade de níquel nas raízes e parte aérea de *S. amazonicum* aumentou com o acréscimo das concentrações de  $\text{NiCl}_2$  em solução nutritiva (Figura 5). Em todos os tratamentos com Ni, a concentração foi maior nas raízes, atingindo o valor de 2710,92  $\text{mg kg}^{-1}$  MS na dosagem de 800  $\mu\text{M L}^{-1}$  de Ni. Nas folhas, a concentração de Ni atingiu o maior valor de 90,15  $\text{mg kg}^{-1}$  MS também para a dosagem de 800  $\mu\text{M L}^{-1}$  de Ni.

Sendo assim, a concentração de níquel nos diferentes órgãos da planta foi: raízes > folhas.

Figura 5 – Concentração de níquel em raiz e folha. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

### 5.2 Atividade das enzimas antioxidantes e do composto Malonaldeído

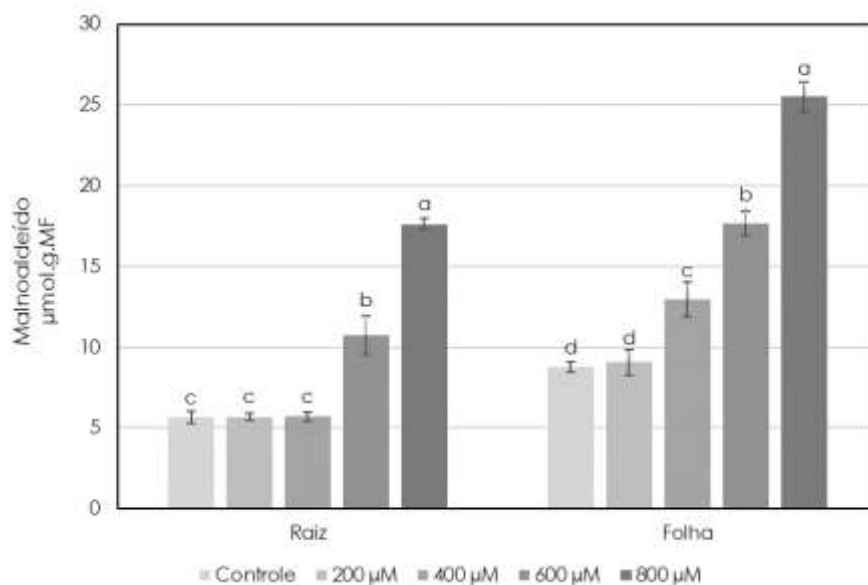
De modo geral, a concentração de  $\text{NiCl}_2$  em solução nutritiva provocou incremento nas atividades das enzimas antioxidantes e do composto Malonaldeído (MDA), em folhas e raízes de plantas de Paricá.

### 5.3 Teor de Malonaldeído (MDA)

Em relação ao composto MDA (Figura 6), foi possível observar que na raiz, a partir da dosagem de  $600 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, houve uma diferença significativa nas concentrações do referido composto em relação às plantas submetidas ao tratamento controle. Foram encontrados valores de  $5,63 \mu\text{mol.g.MF}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $17,61 \mu\text{mol.g.MF}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{Ni}$ ), representando um aumento de  $312,79\%$  na maior dosagem de Ni em relação às plantas submetidas ao tratamento controle.

Para as folhas, a partir da dosagem de  $400 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, em relação às plantas controle, a diferença foi significativa. Foram encontrados valores de  $8,78 \mu\text{mol.g.MF}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $25,50 \mu\text{mol.g.MF}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{Ni}$ ), representando um aumento de  $290,43\%$  na maior dosagem de Ni em relação às plantas submetidas ao tratamento controle, o que evidencia que para ambos os tecidos, o aumento do teor de MDA em doses crescentes de  $\text{NiCl}_2$  é indicativo de danos a membranas celulares.

Figura 6 – Teor de Malonaldeído (MDA) em raiz e folha em função das doses de  $\text{Ni}^{+2}$ . Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

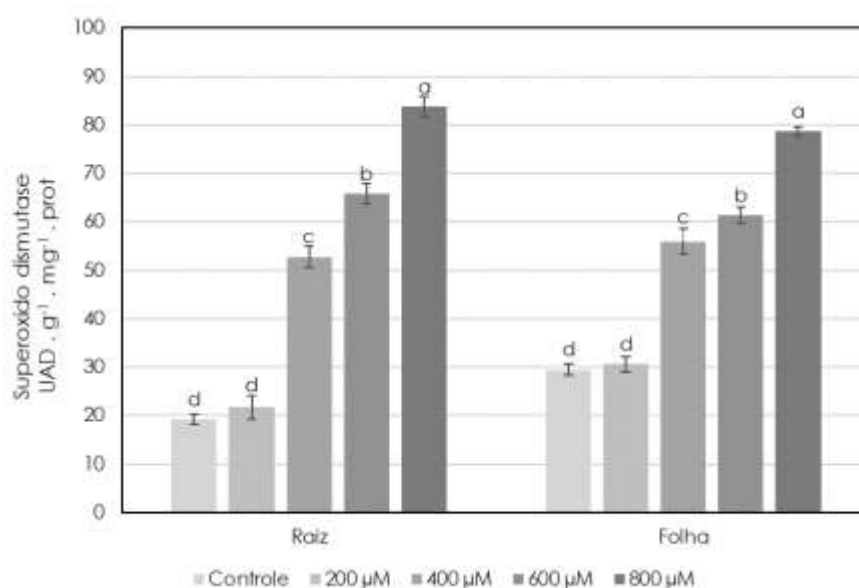
### 5.4 Superóxido Dismutase (SOD)

As concentrações de superóxido dismutase (Figura 7) nas raízes e folhas das plantas submetidas as doses de Ni aumentaram significativamente ( $p < 0,05$ ). Nas raízes foram encontrados valores de  $19,22 \text{ UAD g}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $83,79 \text{ UAD g}^{-1} \text{ mg}^{-1}$

prot ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{Ni}$ ), representando um aumento de 435,95% na maior dosagem de Ni em relação às plantas submetidas ao tratamento controle.

Nas folhas das plantas controle e com Ni ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{Ni}$ ) as concentrações foram de 29,46 e 78,60  $\text{UAD g}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$ , respectivamente. Estes dados demonstram um aumento de 266,80% de SOD nas plantas com maior dosagem de  $\text{Ni}^{+2}$  em comparação às plantas submetidas ao tratamento controle.

Figura 7 – Teor de superóxido dismutase (SOD) em raiz e folha em função das doses de  $\text{Ni}^{+2}$ . Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

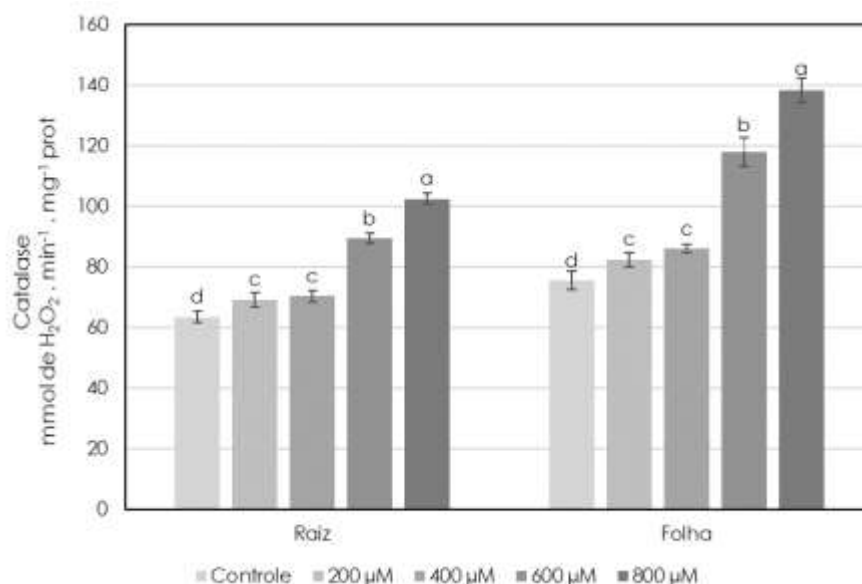
### 5.5 Catalase (CAT)

Nos resultados referentes à enzima catalase, foi possível observar que na raiz (Figura 8) houve um aumento significativo à medida que a concentração de  $\text{Ni}^{+2}$  foi crescendo, correspondente a dosagem de  $800 \mu\text{M L}^{-1}$ , o valor mais alto ( $102,34 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$ ) quando comparado às plantas submetidas ao tratamento controle ( $63,50 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$ ). Estes dados demonstram um aumento de 161,16% de CAT nas plantas com maior dosagem de  $\text{Ni}^{+2}$  em comparação às plantas submetidas ao tratamento controle.

O mesmo comportamento foi reportado na folha (Figura 8), também apresentando maior valor na dosagem máxima de  $\text{Ni}^{+2}$  ( $138,14 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$ ) quando

comparado às plantas submetidas ao tratamento controle ( $75,46 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$ ), sendo equivalente ao incremento de  $183,06\%$  desta enzima, o qual evidencia um indicativo de elevadas quantidades de  $\text{H}_2\text{O}_2$  para ambos os tecidos.

Figura 8 – Teor de Catalase (CAT) em raiz e folha em função das doses de  $\text{Ni}^{+2}$ . Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

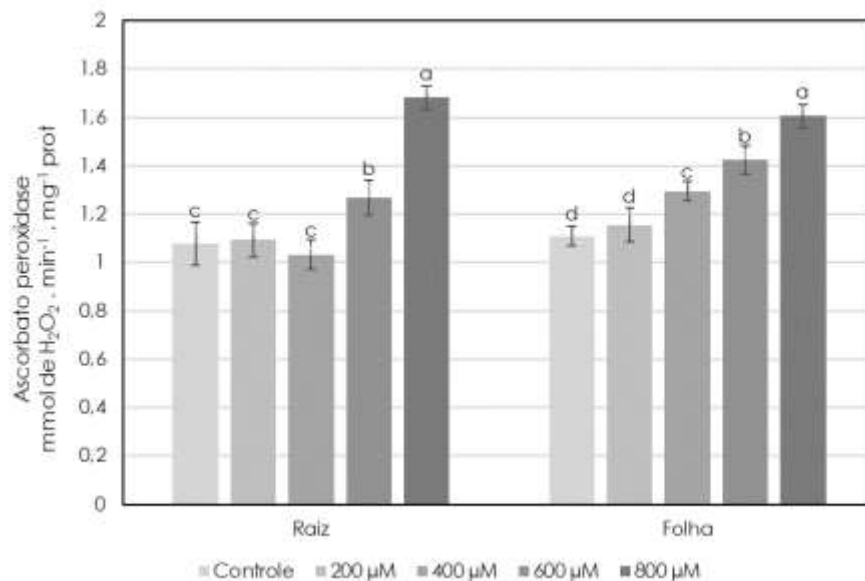
### 5.6 Ascorbato peroxidase (APX)

Em relação ao composto APX (Figura 9), foi possível observar que na raiz, a partir da dosagem de  $600 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, houve uma diferença significativa nas concentrações da referida enzima em relação às plantas controle.

Foram encontrados valores de  $1,03 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $1,68 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{ Ni}$ ), representando um aumento de  $163,11\%$  na concentração de APX, quando as plantas foram submetidas na maior dosagem de níquel.

Enquanto que para as folhas, a partir da dosagem de  $400 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, em relação às plantas controle, a diferença foi significativa. Foram encontrados valores de  $1,11 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $1,60 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{ Ni}$ ), representando um aumento de  $144,14\%$  na concentração de APX, quando as plantas foram submetidas na maior dosagem de níquel.

Figura 9 – Teor de ascorbato peroxidase (APX) em raiz e folha em função das doses de  $\text{Ni}^{+2}$ . Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

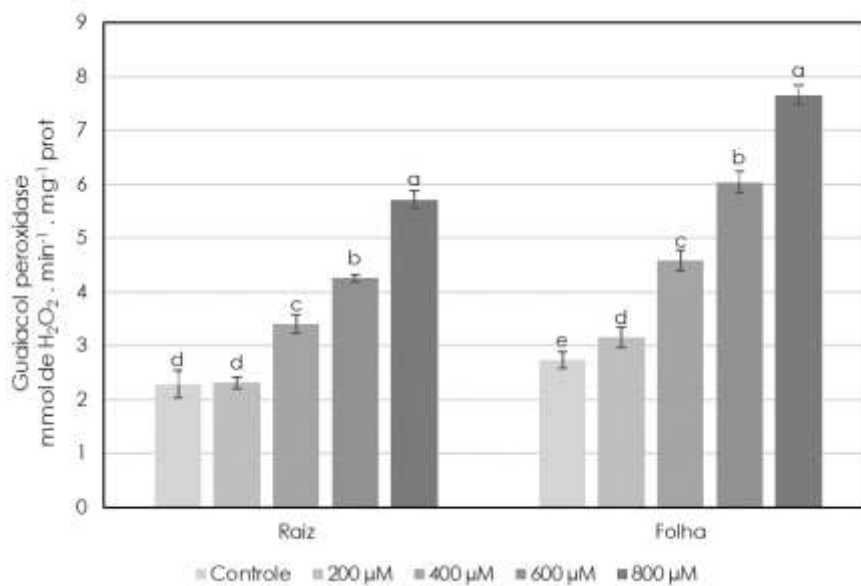
### 5.7 Guaiacol peroxidase (G-POD)

Analisando a G-POD (Figura 10), foi possível observar que na raiz, a partir da dosagem de  $400 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, houve uma diferença significativa nas concentrações da referida enzima em relação às plantas submetidas ao tratamento controle.

Foram encontrados valores de  $2,29 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $5,72 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{ Ni}$ ), representando um aumento de 249,78% na concentração de G-POD, quando as plantas foram submetidas na maior dosagem de níquel.

Enquanto que para as folhas, a partir da dosagem de  $200 \mu\text{M L}^{-1}$  de Ni, em relação às plantas controle, a diferença foi significativa. Foram encontrados valores de  $2,74 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $0 \mu\text{M Ni}$ ) e  $7,66 \text{ mmol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$  ( $800 \mu\text{M L}^{-1} \text{ Ni}$ ), representando um aumento de 279,56% na concentração de G-POD, quando as plantas foram submetidas na maior dosagem de níquel.

Figura 10 – Teor de guaiacol peroxidase (G-POD) em raiz e folha em função das doses de  $\text{Ni}^{+2}$ . Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor (2022).

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1 Concentração de Níquel na raiz e parte aérea

O fato do acúmulo de Ni ser usualmente maior nas raízes do que na parte aérea, pode ser explicado devido o sistema radicular apresentar primeiro contato com a solução contaminada e por ocorrer nos locais de troca catiônica das paredes dos vasos do parênquima do xilema (FENG et al., 2016).

Além disso, a toxicidade do Ni ser mais acentuada nas raízes também pode estar relacionado a alteração do equilíbrio redox celular, resultante do aumento de EROs (SINGH et al., 2016; ZOUARI et al., 2016), o que possibilitaria efeitos deletérios às plantas.

Desta forma, o dano celular nas raízes das plantas ocasionado pelo aumento na concentração de Ni, pode ser intensificado pelo incremento das EROs, culminando em danos oxidativos às suas biomoléculas celulares, o que indica, portanto, que as raízes são mais suscetíveis a danos induzidos por níquel do que outros órgãos vegetais (LYU et al., 2018).

Sabe-se que o níquel em excesso, de forma semelhante com outros metais pesados, diminui o teor de clorofila nas folhas, podendo resultar em perturbação da atividade fotoquímica ou bioquímica (TOLEDO, 2017).

A redução da matéria seca das plantas é determinada pela deficiência nutricional causada pelas lesões nas raízes, provocadas por elevados teores de metais pesados, assim como o Ni (CHAVES; SOUZA, 2015), isso porque a absorção do referido metal se dá pelos mesmos sítios ativos do  $\text{Cu}^{+2}$ ,  $\text{Fe}^{+2}$  e  $\text{Zn}^{+2}$ , o que pode ocasionar efeito interiônico de inibição competitivo (UGARTE et al., 2015).

Elevado teor de níquel em uma planta pode ser um importante indicativo da eficiência da fitoextração em Paricá (LIU et al., 2013). Este processo, utiliza a capacidade de plantas hiperacumuladoras para extrair metais pesados do solo, imobilizando-o e, conseqüentemente, descontaminando o ambiente (FERNANDES-HORN et al., 2016).

Plantas hiperacumuladoras de Ni, como o Paricá, tem o metal sequestrado preferencialmente nas células epidérmicas, principalmente nos vacúolos, impedindo-o de interferir na fotossíntese e respiração (ANDRESEN et al., 2018).

Desta forma, com os dados expostos deste estudo, pode ser sugerido que o Paricá seja uma espécie que apresente potencial fitorremediador, com característica fitoextratora.

## **6.2 Atividade das enzimas antioxidantes e do composto Malonaldeído**

O aumento significativo da atividade das enzimas antioxidantes em plantas de Paricá sob doses crescentes de  $\text{NiCl}_2$ , provavelmente ocorreu devido ao desenvolvimento dos mecanismos enzimáticos na planta para atenuar, neutralizar ou eliminar o estresse oxidativo causado pelas EROs (NAING; KIM, 2021).

À medida que as plantas sofrem estresse abiótico, estas desenvolvem mecanismos de defesa através das enzimas antioxidantes (SOD, CAT, APX e G-POD), que por sua vez, catalisam reações redox (SENEVIRATNE et al., 2019; NAING; KIM, 2021). Além disso, é sugerido que o estresse oxidativo causado por metais pesados pode ser aliviado pelo elevado nível de sistemas antioxidantes (ALI et al., 2019).

Com isso, a proteção resultante das atividades enzimáticas pode ter importante influência sob a tolerância das espécies submetidas à estresses abióticos (OLIVEIRA NETO et al., 2018).



### 6.3 Teor de Malonaldeído (MDA)

Quantificar o teor de peroxidação de lipídios de membranas é uma forma indireta de determinar o nível de estresse oxidativo em plantas, haja vista que essas moléculas são os principais alvos das EROs. Por esta razão, o MDA vem sendo utilizado para averiguar o grau de injúria provocado à membrana celular (AZMAT; MOIN, 2019; MORALES; MUNNÉ-BOSCH, 2019).

As altas concentrações de MDA, podem conferir alterações estruturais que variam desde alteração na fluidez, elasticidade e permeabilidade da membrana, em virtude do estresse oxidativo causado por metais pesados (RODRIGUES et al., 2016), assim como provocar inativação de proteínas, mutação e quebra do DNA, podendo induzir a planta a morte programada (LEBLEBICI et al., 2019).

O aumento nos níveis dessa molécula sugere que o estresse oxidativo pode causar peroxidação de lipídios nas membranas pelo acúmulo de EROs (GUO et al., 2018). Tal fato pode ser observado nos dados encontrados neste estudo, cujo teor de MDA apresentou diferenças significativas para raiz e parte aérea.

É conhecido que em situações de estresse por excesso de  $\text{Ni}^{+2}$ , o desequilíbrio de EROs nos tecidos de planta promova a oxidação de lipídios, proteínas e ácidos nucleicos, o que irá refletir negativamente no crescimento, nas características fotossintéticas e nos pigmentos fotossintetizantes (HASSAN et al., 2019).

Entretanto, com o incremento preponderante da atividade enzimática em doses crescentes de  $\text{NiCl}_2$ , para este estudo, sugere-se que o Paricá apresente resistência a esse metal, apesar da indicação de danos celulares.

### 6.4 Superóxido dismutase (SOD)

A SOD é uma enzima responsável por conferir tolerância ao estresse oxidativo (NAING; KIM, 2021), a qual constitui a primeira linha de defesa contra EROs acumulado pelo estresse abiótico, assim como seus produtos reativos, por catalisar a dismutação de  $\text{O}_2^{\bullet-}$  para  $\text{H}_2\text{O}_2$  e  $\text{O}_2$  (SAIBI; BRINI, 2018; LOCATO et al., 2018).

Neste estudo, observou-se que a quantidade de SOD em folha e raiz em plantas de Paricá aumentou gradualmente com o incremento da concentração de  $\text{NiCl}_2$ . Possivelmente, devido ao aumento nos níveis de  $\text{O}_2^{\bullet-}$ , ocasionado pelo estresse do referido metal, o que promoveu aumento na expressão de enzimas para biossíntese da SOD. (MISHRA; SHARMA, 2019).

Sabe-se que plantas com níveis mais elevados de SOD demonstram ser mais resistentes ao estresse abiótico, por isso é reconhecido a importância do incremento desta enzima na remoção do radical superóxido nos cloroplastos, citosol e mitocôndrias (BERWAL; RAM, 2018).

Concomitante a isso, o aumento no conteúdo de  $H_2O_2$ , proveniente da ação da SOD (CHOUDHURY et al., 2017; SENEVIRATNE et al., 2019; NAING; KIM, 2021), associado com o incremento no nível do metal estudado, estimulou também a elevação das enzimas CAT, APX e G-POD em raízes e folhas de plantas de Paricá, com o intuito de manter equilibrado o conteúdo das EROs e evitar danos celulares.

Sendo assim, foi possível observar que a SOD foi uma enzima relevante para amenizar os efeitos tóxicos das EROs em plantas jovens de Paricá.

### **6.5 Catalase (CAT)**

É sabido que a ação combinada de SOD e CAT são cruciais para mitigar os efeitos do estresse oxidativo, uma vez que a primeira envolve a dismutação de  $O_2^{\bullet-}$  em  $H_2O_2$  e a segunda decompõe o peróxido de hidrogênio em  $H_2O$  e  $O_2$  (OLIVEIRA NETO et al., 2018), impedindo intenso acúmulo de  $H_2O_2$  em plantas de Paricá sob níveis crescentes de Ni.

A capacidade de manter a atividade da CAT em níveis elevados, sob condições de estresse oxidativo por metais pesados, é essencial para que haja equilíbrio entre a formação e remoção de  $H_2O_2$  do ambiente intracelular (ATAÍDE et al., 2018; OLIVEIRA NETO et al., 2018).

Sabe-se que o metabolismo de carbono de plantas C3 (*S. amazonicum*) usualmente confere maior atividade da enzima CAT em folhas (ATAÍDE et al., 2018), corroborando com os dados apresentados neste estudo.

O aprimoramento da catalase é, portanto, assumido como uma estratégia adaptativa contra o dano causado por estresse oxidativo mediante altas concentrações de metais pesados (PRAJAPATI et al., 2018).

Assim, foi constatado a necessidade do estímulo da catalase, para reduzir o  $H_2O_2$  gerado pelo estresse oxidativo, a fim de formar outros produtos que não são tóxicos para a célula vegetal e assim promover a manutenção da homeostase celular (OLIVEIRA NETO et al., 2018; NAING; KIM, 2021).

Logo, pode-se inferir com os dados apresentados neste estudo, a eficiência da enzima catalase para amenizar os efeitos tóxicos promovidos pelas EROs sob diferentes doses de níquel em plantas de Paricá.

### **6.6 Ascorbato peroxidase (APX)**

Similar ao comportamento da CAT, a APX também está envolvida nos componentes de desintoxicação do  $H_2O_2$ , em condições de estresse oxidativo. Assim, foi possível observar que o aumento de APX neste estudo, evidencia a defesa da planta na destruição de radicais livres como forma de prevenção a danos mais graves (OLIVEIRA NETO et al., 2018).

Isso corrobora com o fato desta enzima atuar no combate a vários estresses abióticos por toxidez de metais, sendo expressa pelo aumento da atividade antioxidante (SHAHNAWAZ; SANADHYA, 2017; ZHU et al., 2019; WEI et al., 2021).

O motivo pelo qual a atividade enzimática da APX ter sido ligeiramente maior na raiz do que na folha, supostamente pode ser sugerido que o  $Ni^{+2}$  pode influenciar o padrão de resposta de uma mesma enzima em tecidos diferentes (PRAJAPATI et al., 2018; JOGAWAT et al., 2021).

Portanto, ao analisar o comportamento da enzima APX, pode-se evidenciar que a mesma também apresentou relevância no combate aos efeitos tóxicos promovidos pelas EROs em diferentes concentrações de níquel em plantas de Paricá.

### **6.7 Guaiacol Peroxidase (G-POD)**

A G-POD também foi uma enzima antioxidante responsiva, visto que, foi estimulada em altas concentrações de Ni. Supostamente, esse incremento pode ser justificado por essa enzima também estar envolvida na eliminação efetiva do  $H_2O_2$ , bem como no crescimento de plantas (HASANUZZAMAN et al., 2020).

Mudanças na atividade das peroxidases são correlacionadas com respostas de defesa de plantas, tanto estresses bióticos quanto abióticos (TAIZ et al., 2017). Assim, é possível associar o estresse oxidativo causado por metal pesado, como um estímulo desencadeador para a ativação da G-POD, como foi observado neste estudo.

Desta forma, os achados deste estudo corroboram a relevância desta enzima para a defesa do metabolismo oxidativo das plantas (OLIVEIRA NETO et al., 2018; WEI et al., 2021), assim como estão envolvidas em outros mecanismos como a lignificação da parede celular ou ação antifúngica (CAMEJO et al., 2016).

## 7. CONCLUSÃO

A partir de  $400 \mu\text{M L}^{-1}$  de  $\text{NiCl}_2$  foi verificado que houve danos nas raízes e folhas de *S. amazonicum*, sinalizando estresse oxidativo por altas concentrações deste metal.

As enzimas antioxidantes (SOD, CAT, APX e G-POD) tiveram efeitos positivos na raiz e parte aérea, atuando no combate contra as EROs. No entanto, não foi o suficiente para impedir danos nos tecidos, evidenciado pelo incremento do MDA.

Portanto, conclui-se que o sistema de defesa de plantas foi eficiente para atenuar os efeitos tóxicos das espécies reativas de oxigênio (EROs) em diferentes concentrações de níquel.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHMAD, M.; LEE, S. S.; LEE, S. E.; AL-WABEL, M. I.; TSANG, D. C. W.; OK, Y. S. Biochar-induced changes in soil properties affected immobilization/mobilization of metals/metalloids in contaminated soils. **Journal of Soils and Sediments**, v. 17, p. 717-730, 2017.

AHMAD, M.; USMAN, A. R. A.; AL-FARAJ, A. S.; AHMAD, M.; SALLAM, A.; AL-WABEL, M. I. Phosphorus loaded biochar changes soil heavy metals availability and uptake potential of maize (*Zea mays* L.) plants. **Chemosphere**, v. 194, p. 327–339, 2018.

ALI, M. A.; FAHAD, S.; HAIDER, F.; AHMED, N.; AHMAD, S.; HUSSAIN, S.; ARSHAD, M. Oxidative stress and antioxidant defense in plants exposed to metal/metalloid toxicity. **Reactive oxygen, Nitrogen and Sulfur species in plants**, pp. 353-370, 2019.

ALMEIDA, D.H.; SCALIANTE, R. M.; MACEDO, L. B.; MACEDO, A. N.; DIAS, A. A.; CHRISTOFORO, A. L.; JUNIOR, C. C. Caracterização completa da madeira da espécie amazônica paricá (*Schizolobium amazonicum*) em peças de dimensões estruturais. **Revista Árvore**, v. 37, p. 1175-1181, 2013.

AMARI, T.; GHNAYA, T.; DEBEZ, A.; TAAMALI, M.; BEN YOUSSEF, N.; LUCCHINI, G.; SACCHI, G. A.; ABDELLY, C. Comparative Ni tolerance and accumulation potentials between *Mesembryanthemum crystallinum* (halophyte) and *Brassica juncea*: metal accumulation, nutriente status and photosynthetic activity. **Journal of Plant Physiology**, v. 171, p. 1634-1644, 2014.

ANDRESEN, E.; PEITER, E.; KÜPPER, H. Trace metal metabolism in plants. **Journal of Experimental Botany**, v. 69, p. 909-954, 2018.

ARAGÃO, M. A. **Modelagem da distribuição de diâmetros em povoamentos de paricá sob diferentes espaçamentos**. 2018. 100 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal do Espírito Santo, Espírito Santo, 2018.

ATAÍDE, W. L. S.; NOGUEIRA, G. A. S.; BRITO, A. E. A.; LIMA, E. G. S.; PALHETA, J. G.; SILVA, K. R. S.; COSTA, T. C.; NASCIMENTO, V. R.; MARTINS, J. T. S.; MACHADO, L. C.; OLIVEIRA NETO, C. F. Enzymatic and non-enzymatic

antioxidant system in young plants of *Tachigali vulgaris* submitted to drought. **Journal of Agricultural Science**, v. 10, p. 1-10, 2018.

AZMAT, R.; MOIN, S. Remediation of drought stress under VAM inoculation through proline Chemical transformation action. **Journal Photochemistry Photobiology**, v. 193, p. 155-161, 2019.

BARCELOS, J. P. Q. **Níquel no controle do oídio (*Erysiphe diffusa*) e ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizi*) na cultura da soja**. 2016. 155 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2016.

BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; ULISSES, L. W. C.; CAMARA, T. R. Plant generation and detoxification of reactive oxygen species. **Ciência Rural**, v. 44, p. 453-460, 2014.

BARNEBY, R. C. Neotropical Fabales at NY: asides and oversights. **Brittonia**, v. 48, p. 174-187, 1996.

BATISTA, P. F.; COSTA, A. C.; MÜLLER, C.; SILVA-FILHO, R. O.; SILVA, F. B.; MERCHANT, A.; MENDES, G. C.; NASCIMENTO, K. J. T. Nitric oxide mitigates the effect of water deficit in *Crambe abyssinica*. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 129, p. 310-322, 2018.

BAZIHIZINA, N.; REDWAN, M.; TAITI, C. Root based responses account for *Psidium guajava* survival at high nickel concentration. **Journal of Plant Physiology**, v. 174, p. 137-146, 2015.

BERTON, R.S.; PIRES, A. M. M.; ANDRADE, S. A. L. de; ABREU, C. A. de; AMBROSANO, E. J.; SILVEIRA, A. P. D. da. Toxicidade do níquel em plantas de feijão e efeitos sobre a microbiota do solo. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v.41, p.1305-1312, 2006.

BERWAL, M.; RAM, C. Superoxide dismutase: a stable biochemical marker for abiotic stress tolerance in higher plants. **Abiotic and biotic stress in plants**, pp. 1-10, 2018.

BHALERAO, S. A.; SHARMA, A. S.; POOJARI, A. C. Toxicity of nickel in plants. **International Journal of Pure & Applied Bioscience**, v. 3, p. 345-355, 2015.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente – Resolução n° 420 de 28 de dezembro de 2009. **Diário Oficial da União**, 2009.

CAMEJO, D.; GUZMÁN-CEDEÑO, Á.; MORENO, A. Reactive oxygen species, essential molecules, during plant-pathogen interactions. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 103, p. 10-23, 2016.

CARVALHO, P. E. R. **Paricá** (*Schizolobium amazonicum*). Colombo: EMBRAPA Florestas, 8p. (Circular Técnica, 142). 2007.

CHAVES, L. H. G.; SOUZA, C. R. Crescimento, distribuição e acumulação de cádmio em plantas de *Jatropha curcas*. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 37, p. 286-291, 2014.

CHOUDHURY, F. K.; RIVERO, R. M.; BLUMWALD, E.; MITTLER, R. Reactive oxygen species, abiotic stress and stress combination. **The Plant Journal**, v. 90, p. 856-867, 2017.

CHU, D. Effects of heavy metals on soil microbial community. **IOP Conf. Series: Earth and Environmental Science**, v. 113, p. 1-6, 2018.

COGO, M. M. R., LOPES, A. M., VIELMO, P. G. Capacidade de absorção, distribuição e efeitos morfológicos causados por cádmio em plantas. **Revista Multidisciplinar de Educação e Meio Ambiente**, v. 1, p. 56, 2020.

CORDEIRO, I. M. C. C.; de BARROS, P. L. C.; LAMEIRA, O. A.; GAZEL FILHO, A. B. Avaliação de plantios de paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby de diferentes idades e sistemas de cultivo no município de Aurora do Pará-PA (Brasil). **Ciência Florestal**, v. 25, p. 679-687, 2015.

CORDEIRO, I. M. C. C.; LAMEIRA, O. A.; OHASHI, S. T.; ROSA, L. F. Efeito de BAP sobre a proliferação de brotos in vitro de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke (paricá). **Cerne**, v. 7, p. 118-124, 2018.

COSTA, M. C. Using chromosomal data in the phylogenetic and molecular dating framework: karyotype Evolution and diversification in *Nierembergia* (Solanaceae) influenced by historical changes in sea level M. C. **Plant Biology**, v. 18, p. 514-526, 2016.

Departamento Nacional de Produção Mineral. **Anuário Mineral Brasileiro**: Principais Substâncias Metálicas / Coord. Geral Wagner Fernandes Pinheiro, Osvaldo Barbosa Ferreira Filho, Carlos Augusto Ramos Neves; Equipe Técnica por Marina Marques Dalla Costa... [et. Al.]; – (DNPM, Brasília: 2016. 31 p.)

DÍAZ, J.; BERNAL, A.; POMAR, F.; MERINO, F. Induction of shikimate dehydrogenase and peroxidase in pepper (*Capsicum annuum* L.) seedlings in response to copper stress and its relation to lignification. **Plant Science**, v. 161, p. 179-188, 2001.

DIXON, N. E.; GAZZOLA, C.; BLAKELEY, R. L.; ZERNER, B. Jack bean urease (EC 3.5.1.5) a metalloenzyme: simple biological role for nickel. **Journal of the American Chemical Society**, v. 97, p. 4131-4133, 1975.

DUCKE, A. **As leguminosas da Amazônia brasileira: notas sobre a flora neotropical - II**. Belém: Instituto Agrônomo do Norte. 248 p. (Boletim Técnico, 18). 1949.

DUFFUS, J. Heavy metals – a meaningless term? **Pure and Applied chemistry**, v. 74, p. 793-807, 2015.

EMBRAPA. **Paricá *Schizolobium amazonicum***, Circular técnico, v. 142. 2019.

ESTRELA, M. A.; CHAVES, L. H. G.; SILVA, L. N. Phytoremediation as a solution for soils contaminated by heavy metals. **Revista Ceuma Perspectivas**, v. 3, p. 1-13, 2018.

FENG, R.; LIAO, G.; GUO, J.; WANG, R.; XU, Y.; DING, Y.; MO, L.; FAN, Z.; LI, N. Responses of root growth and antioxidative systems of paddy rice exposed to antimony and selenium. **Environmental and Experimental Botany**, v. 122, p. 29-38, 2016.

FERNANDES-HORN, H. M.; SAMPAIO, R. A.; HORN, A. H.; OLIVEIRA, E. S. A.; LEPSCH, I. F.; BILAL, E. Use of Si-Phytoliths in depollution of mining areas in the Cerrado-Caatinga region, MG, Brazil. **International Journal of Geomate**, v. 11, p. 2216-2221, 2016.

FERREIRA, D.F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia (UFPA)**, v. 35, p. 1039-1042, 2011.

FONTE-BOA, T. M. R. **Recursos minerais de Minas Gerais – Níquel e Cobalto**. pp. 1-26, 2018.



FREITAS, D. S.; RODAK, B. W.; REIS, A. R.; REIS, F. B.; CARVALHO, T. S.; SCHULZE, J.; CARNEIRO, M. A. C.; GUILHERME, L. R. G. Hidden nickel deficiency? Nickel fertilization via soil improves nitrogen metabolism and grain yield in soybean genotypes. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, p. 1-16, 2018.

FRIGOTTO, T.; BRUN, E. J.; MEZZALIRA, C. C.; NAVRISKI, M. C.; BIZ, S.; RIBEIRO, R. R. Desenvolvimento de mudas de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke em diferentes ambientes em viveiro. **Revista Ecologia e Nutrição Florestal**, v. 3, p. 9-17, 2015.

GIANOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases. I. Occurrence in higher plants. **Plant Physiology**, v. 59, 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**, v. 48, p. 909-930, 2010.

GONZALEZ, K. R. Toxicologia do níquel. **Revista Intertox de Toxicologia, Risco Ambiental e Sociedade**, v. 9, p. 30-54, 2016.

GUO, Y. Y.; TIAN, S. S.; LIU, S. S.; WANG, W. Q.; SUI, N. Energy dissipation and antioxidante enzyme system protect photosystem II of sweet sorghum under drought stress. **Photosynthetica**, v. 56, p. 861-872, 2018.

HARASIM, P.; FILIPEK, T. Nickel in the environment. **Journal of Elementology**, v. 20, p. 525-534, 2015.

HASSAN, M. U.; CHATTHA, M. U.; KHAN, I.; CHATTHA, M. B.; AAMER, M.; NAWAZ, M.; ALI, A.; KHAN, M. A. U.; KHAN, T. A. Nickel toxicity in plants: reasons, toxic effects, tolerance mechanisms, and remediation possibilities – a review. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 26, p. 12673-12688, 2019.

HASANUZZAMAN, M.; BHUYAN, M. H. M.; ZULFIQAR, F.; RAZA, A.; MOHSIN, S. M.; AL MAHMUD, J.; FUJITA, M.; FOTOPOULOS, V. Reactive oxygen species and antioxidant defense in plants under abiotic stress: revisiting the crucial role of a universal defense regulator. **Antioxidants**, v. 9, p. 681-701, 2020.

HAVIR, E.; McHALE, N.A. Biochemical and developmental characterization of multiple forms of catalases in tobacco leaves. **Plant Physiology**, v. 84, p. 450-455, 1987.

HEATH, R.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v. 125, p. 189-198, 1968.

HUSSAIN, M. B.; ALI, S.; AZAM, A.; HINA, S. Morphological, physiological and biochemical responses of plants to nickel stress: a review. **African Journal of Agricultural Research**, v. 8, p. 1596-1602, 2013.

ICZ. Instituto de metais não ferrosos. Portal do Níquel. **Mercado Brasil**. 2017.

IWAKIRI, S.; VARGAS, C. A.; PARCHEN, C. F. A.; WEBER, C.; BATISTA, C. C.; GARBE, E. A.; CIT, E. J.; PRATA, J. G. Avaliação da qualidade de painéis compensados produzidos com lâminas de madeira de *schizolobium amazonicum*. **Floresta**, v. 41, p. 451-458, 2011.

JOGAWAT, A.; YADAV, B.; CHHAYA; NARAYAN, O. P. Metal transporters in organelles and their roles in heavy metal transportation and sequestration mechanisms in plants. **Physiologia Plantarum**, v. 173, p. 1-17, 2021.

KABATA-PENDIAS, A.; PENDIAS, H. **Trace elements from soil and plant**. New York: CRC Press, Taylor and Francis Group, 576 p, 2011.

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, peroxidase, and polyphenoloxidase activities during rice leaf senescence. **Plant Physiology**, v. 57, p.315-319, 1976.

KAZAMA, V. S. **Análise do crescimento e produção para determinar a maximização da renda de plantios de paricá na região norte do Mato Grosso**. 2017. 88 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Santa Maria, Rio Grande do Sul, 2017.

KURAMSHINA, Z. M.; SMIRNOVA, Y. V.; KHAIRULLIN, R. M. Cadmium and nickel toxicity for *Sinaps alba* plants inoculated with endophytic strains of *Bacillus subtilis*. **Russian Journal of Plant Physiology**, v. 65, p. 269-277, 2018.

LEBLEBICI, Z.; DALMIS, E.; ANDEDEN, E. E. Determination of the potential of *Pistia stratiotes* L. in removing nickel from the environment by utilizing its rhizofiltration capacity. **Brazilian Archives of Biology and Thecnology**, v. 62, p. 1-12, 2019.

LI, J.; CANG, Z.; JIAO, F.; BAI, X.; ZHANG, D.; ZHAI, R. Influence of drought stress on photosynthetic characteristics and protective enzymes of potato at seedling stage. **Journal of The Saudi Society of Agricultural Sciences**, v. 16, p. 82-88, 2017.

LIU, J.; ZHANG, H.; ZHANG, Y.; CHAI, T. Silicon attenuates cádmium toxicity in *Solanum nigrum* L. by reducing cadmium uptake and oxidative stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 68, p. 1-7, 2013.

LIU, Y.; WANG, X.; ZENG, G.; QU, D.; GU, J.; ZHOU, M.; CHAI, L. Cadmium-induced oxidative stress and response of the ascorbate–glutathione cycle in *Bechmeria nivea* (L.) Gaud. **Chemosphere**, v. 69, p. 99-107, 2007.

LOBÃO, M. S.; COSTA, D. P.; ALMONACID, M. A. A.; FILHO, M. T. Qualidade do lenho de árvores de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, Acre, Brasil. **Floresta e Ambiente**, v. 19, p. 374-384, 2012.

LOCATO, V.; CIMINI, S.; GARA, L. ROS and redox balance as multifaceted players of cross-tolerance epigenetic and retrograde control of gene expression. **Journal of Experimental Botany**, v. 69, p. 3373-3391, 2018.

LOPES, M. J. S.; DIAS FILHO, M. B.; CASTRO, T. H. R.; SILVA, G. B. Light and plant growth-promoting rhizobacteria effects on *Brachiaria brizantha* growth and phenotypic plasticity to shade. **Grass and Forage Science**, v. 73, p. 493-499, 2018.

LUCENA, V. B. Influência de fungos micorrízicos-arbusculares em paricá (*Schizolobium amazonicum*) cultivado no estado do Pará. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 33, p. 235-241, 2017.

LYU, J.; PARK, J.; PANDEY, L. K.; CHOI, S.; LEE, H.; SAEGER, J.; DEPUYDT, S.; HAN, T. Testing the toxicity of metals, phenol, effluents, and receiving Waters by root elongation in *Lactuca sativa* L. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 149, p. 225-232, 2018.

MAHAR, A., PING, W. A. N. G., RONGHUA, L. I., & ZHANG, Z. Immobilization of lead and cadmium in contaminated soil using amendments: a review. **Pedosphere**, v.25, p.555-568, 2015.

MARSCHNER, P.; GODBOLD, D. L.; JENTSCHKE, G. Dynamics of lead accumulation in mycorrhizal and nonmycorrhizal Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karst.). **Plant and Soil**, v. 178, p. 239-245, Mar. 1996.

MELO, L. E. L.; VASCONCELLOS, T. J.; SIVIERO, M. A.; CALLADO, C. H.; BARBOSA, A. C. M. C.; MORI, F. A. Axial variation in the cambium anatomy of *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*. **Holzforschung**, v. 74, p. 905-915, 2020.

MELO, R. R. de; MENEZZI, C. H. S. D.; SOUZA, M. R. de; STANGERLIN, D. M. Avaliação das propriedades físicas, químicas, mecânicas e de superfície de lâminas de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke). **Floresta Ambiente**, v. 20, p. 238-249, 2013.

MISHRA, P. SHARMA, P. Superoxide dismutases (SODs) and their role in regulating abiotic stress induced oxidative stress in plants. **Reactive oxygen, Nitrogen and Sulfur species in plants**, pp.53-88, 2019.

MITTLER, R. ROS are good. **Trends in Plant Science**, v. 22, p. 11-19, 2017.

MOLONEY, J. N.; COTTER, T. G. ROS signalling in the biology of câncer. **Seminars in Cell & Developmental Biology**, v. 80, p. 50-64, 2018.

MORALES, M.; MUNNÉ-BOSH, S. Malondialdehyde: facts and artifacts. **Plant Physiology**, v. 180, p. 1246-1250, 2019.

NAING, A. H.; KIM, C. K. Abiotic stress-induced anthocyanins in plants: their role in tolerance to abiotic stress. **Physiologia Plantarum**, v. 172, p. 1711-1723, 2021.

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

NEVES, O. S. C.; FERREIRA, E. V. O.; CARVALHO, J. G.; SOUSA SOARES, C. R. F. Adição de níquel na solução nutritiva para o cultivo de mudas de umbuzeiro. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 31, p. 485-490, 2017.

NIE, J.; PAN, Y.; SHI, J.; GUO, Y.; YAN, Z.; DUAN, X.; XU, M. A comparative study on the uptake and toxicity of nickel added in the form of different salts to maize seedlings. **International Journal Environmental Research and Public Health**, v. 12, p. 15075-15087. 2015.

OLIVEIRA NETO, C. F.; ROCHA, M. E.; ABADE, M. T.; NOGUEIRA, G. A.; NASCIMENTO, V. R.; CARDOSO, K. P.; BRITO, A. E.; MACHADO, L. C.; MARTINS, J. T.; COSTA, T. C.; OKUMURA, R. S. Antioxidant enzymes activity in *Elaeis guineenses* Jacq. Submitted to drought. **Journal of Agricultural Science**, v. 10, p. 245-252, 2018.

OLIVEIRA, E. C.; PEREIRA, T. S. Morfologia dos frutos alados em Leguminosae Caesalpinoideae – *Martiodendron* Gleason, *Peltophorum* (Vogel) Walpers, *Sclerolobium* Vogel, *Tachigalia* Aublet e *Schizolobium* Vogel. **Rodriguésia**, v. 36, p. 35-42, 1984.

PEREIRA, A. P.; MELO, C. F. M.; ALVES, S. M. O paricá (*Schizolobium amazonicum*), características gerais da espécie e suas possibilidades de aproveitamento na indústria de celulose e papel. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 52, p. 79-88, 2015.

PRAJAPATI, R.; YADAV, S.; ATRI, N. Nickel and arsenite-induced differential oxidative stress and antioxidant responses in two *Anabaena* species. **Journal of Basic Microbiology**, v. 58, p. 1061-1070, 2018.

RAMOS, I.; ESTEBAN, E.; LUCENA, J. J.; GÁRATE, A. Cadmium uptake and subcellular distribution in plants of *Lactuca* sp. Cd-Mn interaction. **Plant Science**, v. 162, p. 761-767, 2002.

REIS, A. R.; RODAK, B. W.; PUTTI, F. F.; MORAES, M. F. Papel fisiológico do níquel: essencialidade e toxidez em plantas. **Informações Agronômicas**, v. 147, p. 10-24, 2014.

REIS, C.A.F.; PALUDZYSZYN FILHO, E. **Estado da arte de plantios com espécies florestais de interesse para o Mato Grosso**. Colombo: Embrapa Florestas, 2011. 63 p. (Documentos, 215).

RIBEIRO, M. A. C. **Contaminação do solo por metais pesados**. 2016. 249 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) – Universidade Federal da Paraíba, Paraíba, 2016.

RIZWAN, M.; MEUNIER, J. D.; DAVIDIAN, J. C.; POKROVSKY, O. S.; BOVET, N.; KELLER, C. Silicon alleviates Cd stress of wheat seedlings (*Triticum turgidum* L. cv. Claudio) grown in hydroponics. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 23, p. 1414-1427, 2016.

RODAK, B. W. **Níquel em solos e na cultura de soja**. 2014. 101 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2014.

RODRIGUES, A. C. D.; SANTOS, A. M.; SANTOS, F. S.; PEREIRA, A.C. C.; SOBRINHO, N. M. Mecanismos de respostas das plantas à poluição por metais pesados: possibilidade de uso de macrófitas para remediação de ambientes aquáticos contaminados. **Revista Virtual de Química**, v.8, p. 262-276, 2016.

RODRIGUES, P. T. A.; ORLANDELLI, R. C. Plantas como ferramentas para remediação ambiental: uma revisão de literatura. **Revista Uniciências**, v. 22, p. 38-44, 2018.

RONDON, E. V. Produção de biomassa e crescimento de árvores de *Schizolobium amazonicum* (Huber) Ducke sob diferentes espaçamentos na região de mata. **Árvore**, v. 26, p. 573-576, 2002.

ROSA, L. S.; PINHEIRO, K. A. O. Propagação vegetativa de estacas de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke) obtidas de diferentes partes de plantas jovens e imersas em ácido indol-3-butírico. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 35, p.79-88, 2013.

ROVEDA, L. F.; CUQUEL, F. L.; MOTTA, A. C. V.; MELO, V. F. Composto orgânico com altos teores de níquel e sua biodisponibilidade no sistema solo planta. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 18, p. 819-825, 2014.

ROY, M.; MCDONALD, L. M. Metal uptake in plants and health risk assessments in metal-contaminated smelter soils, **Land Degradation and Development** v.26, p.785-792, 2015.

RUI, H., CHEN, C., ZHANG, X., SHEN, Z., & ZHANG, F. Cd-induced oxidative stress and lignification in the roots of two *Vicia sativa* L. varieties with different Cd tolerances. **Journal of Hazardous Materials**, v. 301, p. 304-313, 2016.

SAIBI, N.; BRINI, F. Superoxide dismutase (SOD) and abiotic stress tolerance in plants. An overview. **Superoxide Dismutase: Structure, synthesis and applications**, Magliozzi, pp. 101-142, 2018.

SARRUGE, J.R. Soluções nutritivas. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.1, p.231-233, 1975. (Nota técnica).

SENEVIRATNE, M.; RAJAKARUNA, N.; RIZWAN, M.; MADAWACA, H. M. S. P.; SIK OK, Y.; VITHANAGE, M. Heavy metal-induced oxidative stress on seed germination and seedling development. A critical review. **Environmental Geochemistry and Health**, v. 41, p. 1813-1831, 2019.

SHAHNAWAZ, M. D.; SANADHYA, D. H. E. E. R. A. Aluminium induced oxidative stress and antioxidants system in two barley varieties and its alleviation, through ascorbic acid and salicylic acid seed priming approach. **International Journal of Life Science and Pharma Research**, v. 7, p. 26-37, 2017.

SHIMIZU, E. S. C.; PINHEIRO, H. A.; COSTA, M. A.; SANTOS, FILHO, B. G. Aspectos fisiológicos da germinação e da qualidade de plântulas de *Schizolobium amazonicum* em resposta à escarificação das sementes em lixa e água quente. **Revista Árvore**, v. 35, p. 791-800, 2011.

SILVA, A. R.; SALES, A. Crescimento e produção de paricá em diferentes idades e sistemas de cultivo. **Advances in Forestry Science**, v.5, p. 231-235, 2018.

SILVA, C. S. **Sumário Mineral**, v. 35, p. 1-176, 2015.

SILVA, F. C. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. 2. Ed. Ampl. – Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 627pp. 2009.

SILVA, R. F. Efeito do níquel sobre o crescimento e qualidade de mudas de *Stryphnodendron polyphyllum* Mat. e *Cassia multijuga* Rich. **Ciência Florestal**, v. 24, p. 717-725, 2017.

SILVA, R. F.; ANTONIOLLI, Z. I.; WEIRICH, S. W.; DELLAI, A.; MISSIO, E. L.; SCHEID, D. Potencial da associação *Pisolithus microcarpus* com mudas de *Corymbia citriodora* em solos contaminado com zinco. **Ciência Florestal**, v. 26, p. 181-191, 2016.

SINGH, S.; PARIHAR, P.; SINGH, R.; SINGH, V. P.; PRASAD, S. M. Heavy metal tolerance in plants: role of transcriptomics, proteomics, metabolomics, and ionomics. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 1-36, 2016.

SIRHINDI, G.; MIR, M. A.; ABD-ALLAH, E. F. Jasmonic acid modulates the physio-biochemical attribute, antioxidante enzyme activity, and gene expression. In Glycine max under nickel toxicity. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, p. 1-12, 2016.

SOARES, C.; SOUSA, A.; AZENHA, A. P. M.; TEIXEIRA, J.; AZEVEDO, R. A.; FIDALGO, F. Effect of 24-epibrassinolide on ROS contente, antioxidant system, lipid peroxidation and Ni uptake in *Solanum nigrum* L. under Ni stress. **Environmental and Experimental Botany**, v. 122, p. 115-125, 2016.

SON, J.; LEE, Y. S.; LEE, S. E.; SHIN, K.; CHO, K. Bioavailability and toxicity of copper, manganese, and nickel in *Paronychiurus kimi* (Collembola), and biomarker discovery for their exposure. **Archives Environmental Contamination and Toxicology**, v. 72, p. 142-152, 2016.

SOUSA, H. R. S. S.; JAINARA, S. J.; ANGELO A. E.; DAIANE, C. M.; KESSY, J. S. S. DA; KAMILA, S. T.G. Growth of tropical native species of different ecological groups in a degraded area in Brazilian Amazon. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, p. 34895-34910, 2020.

SOUZA, A. K. R.; MORASSUTI, C. Y.; DEUS, W. B. Poluição do ambiente por metais pesados e utilização de vegetais como bioindicadores. **Acta Biomedica Brasiliensia**, v. 9, p. 95-109, 2018.

SOUZA, C.R.; ROSSI, L.M.B.; AZEVEDO, C.P.; VIEIRA, A.H. **Paricá: Schizolobium parahyba var. amazonicum (Huber x Ducke) Barneby**. Embrapa: Colombo, 12p. (Circular Técnica 18). 2003.

SOUZA, E.; DIAS, Y.; COSTA, H.; PINTO, D.; OLIVEIRA, D.; FALCÃO, N.; TEIXEIRA, R.; FERNANDES, A. Organic residues and biochar to immobilize potentially toxic elements in soil from a gold mine in the Amazon. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 169, p. 425–434, 2019.

SOUZA, E.S.; TEIXEIRA, R. A.; COSTA, H. S. C.; OLIVEIRA, F. J.; MELO, L. C. A.; FAIAL, K. C. F.; FERNANDES, A. R. Assessment of risk to human health from



simultaneous exposure to multiple contaminants in an artisanal gold mine in Serra Pelada, Pará, Brazil. **Science of the Total Environment**, v, 576, p. 683-695, 2017.

SOUZA, L. C. **Teores naturais de arsênio, bário, cádmio e níquel para solos do estado de Santa Catarina**. 2015. 147 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Universidade Estadual de Santa Catarina, Santa Catarina, 2015.

STEFFENS, B.; STEFFENS-HEINZ, A.; SAUTER, M. Reactive oxygen species mediate growth and death in submerged plants. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p. 1-7, 2013.

TAIZ, L. ZEIGER, E. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**, 6ª Ed. Porto Alegre, RS: Artmed, 2017.

TAUQEER, H. M., ALI, S., RIZWAN, M., ALI, Q., SAEED, R., IFTIKHAR, U., & ABBASI, G. H. Phytoremediation of heavy metals by *Alternanthera bettzickiana*: growth and physiological response. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v.126, p. 138-146, 2016.

TEIXEIRA, J. P.; SOUZA, L. D. **Crescimento e metabolismo do carbono em plantas de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke submetida à diferentes doses de concentrações de níquel**. 2019. 33 f. Monografia (Graduação em Engenharia Florestal) – Universidade Federal Rural da Amazônia. Belém, Pará, 2019.

TOLEDO, R. L. **Deficiência de micronutrientes e efeito do níquel no estado nutricional do maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* Sims)**. 2017. 107 f. Dissertação (mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista – UNESP.

UGARTE, O. M.; ALFARO, M. R.; ÁLVAREZ, A. M.; ÁLVAREZ, J. E.; ACCIOLY, A. M.; NASCIMENTO, C. W. A. El níquel en suelos y plantas de cuba. **Cultivos Tropicales**, v. 36, p. 27-35, 2015.

USGS – United States Geological Survey. Science for a changing world. Acesso em julho de 2021. Disponível em: <https://minerals.usgs.gov/minerals/pubs/commodity/nickel/>.

VIDAURRE, G. B.; CARNEIRO, A. C. O.; VITAL, B. R.; SANTOS, R. C. dos; VALLE, M. L. A. Propriedades energéticas da madeira e do carvão de paricá (*schizolobium amazonicum*). **Revista Árvore**, v.36, p.365-371. Viçosa-MG, 2012.

VIEIRA, L. R., CORRÊA, E. S., MORAES, B. S., ROSSATO, M. V., & VESTENA, S. Cadmium toxicity in plants. *Electronic Journal of Management, Education and Environmental Technology (REGET)*, v.19, p.1574-1588, 2015.

WAHSHA, M.; NADIMI-GOKI, M.; BINI, C. Land contamination by toxic elements in abandoned mine areas in Italy. *Journal of Soil and Sediments*, v. 16, p. 1300-1305, 2016.

WEI, Y.; HAN, R.; XIE, Y.; JIANG, C.; YU, Y. Recent advances in understanding mechanisms of plant tolerance and response to aluminum toxicity. *Sustainability*, v. 13, p. 1782, 2021.

XUE, L.; LIU, J.; SHI, S.; WEI, Y.; CHANG, E.; GAO, M.; CHEN, L.; JIANG, Z. Uptake of heavy metals by native herbaceous plants in antimony mine (Human, China). *Clean – Soil, Air, Water*, v. 42, p. 81-87, 2014.

ZHANG, H.; CHEN, C.; GRAY, E.M.; BOYD, S.E.; YANG, H., ZHANG, D. Roles of biochar in improving phosphorus availability in soils: A phosphate adsorbent and a source of available phosphorus. *Geoderma*, v, 276, p. 1–6, 2016.

ZHU, C. Q.; CAO, X. C.; ZHU, L. F.; HU, W. J.; HU, A. Y.; ABLIZ, B.; BAI, Z. G.; HUANG, J.; LIANG, Q. D.; SAID, H.; LI, Y. F.; WANG, L. P.; JIN, Q. Y.; ZHANG, J. H. Boron reduces cell wall aluminum content in rice (*Oryza sativa*) roots by decreasing H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> accumulation. *Plant Physiology and Biochemistry*, v. 138, p. 80-90, 2019.

ZOUARI, M.; AHMED, C. B.; ELLOUMI, N.; BELLASSOUED, K.; DELMAIL, D.; LABROUSSE, P.; ABDALLAH, F. B.; ROUINA, B. B. Impact of proline application on cadmium accumulation, mineral nutrition and enzymatic antioxidant defense system of *Olea europea* L. cv Chemlali exposed to cadmium stress. *Ecotoxicology and Safety*, v. 128, p. 195-205, 2016.