

**Universidade de São Paulo**  
**Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

**Plantas daninhas da família *Poaceae* em pastagens tropicais no Brasil: manejo e  
caracterização fisiológica após aplicação de Imidazolinonas**

**Maíra Paes Lacerda**

Tese apresentada para obtenção do  
título de Doutora em Ciências. Área de  
concentração: Fitotecnia

**Piracicaba**

**2024**

**Maíra Paes Lacerda**  
**Engenheira Agrônoma**

**Plantas daninhas da família *Poaceae* em pastagens tropicais no Brasil: manejo e  
caracterização fisiológica após aplicação de Imidazolinonas**

Orientador:

Prof. Dr. **DURVAL DOURADO NETO**

Tese apresentada para obtenção do título de Doutora em  
Ciências. Área de concentração: Fitotecnia

**Piracicaba**

**2024**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
DIVISÃO DE BIBLIOTECA - DIBD/ESALQ/USP**

Lacerda, Máira Paes

Plantas daninhas da família Poaceae em pastagens tropicais no Brasil: manejo e caracterização fisiológica após aplicação de Imidazolinonas / Máira Paes Lacerda. -- Piracicaba, 2024.

171 p.

Tese (Doutorado) -- USP / Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz".

1. *Sporobolus indicus* 2. *Paspalum virgatum* 3. *Urochloa brizantha* 4. *Panicum maximum* 5. Deposição 6. Estresse oxidativo 7. Glutathione-S-transferase 8. Imazapic 9. Imazapir. I. Título

À minha mãe, Rosemeire Marques Paes, exemplo de que força de vontade, perseverança e disciplina tornam todos os caminhos possíveis.

Ao meu pai, Nuno A. Luz Lacerda (*in memoriam*), cuja sabedoria e simplicidade ao responder às minhas perguntas na infância inspiraram meu interesse pela indústria química e carreira na pesquisa.

Aos meus avós, Hildebrando e Maria Paes (*in memoriam*), incansáveis incentivadores de meus estudos.

**DEDICO**

## AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por todas as oportunidades concedidas e pela força para sempre seguir em frente.

Agradeço ao Professor Dr. Durval Dourado Neto, meu mentor e orientador há pelo menos 15 anos, pelos ensinamentos, contribuições técnicas e organizacionais, além do apoio, independente da localização geográfica.

À Fabiana Lumi Kikuchi Hamada, por todo o suporte prestado.

À Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (Esalq), Universidade de São Paulo (USP), Departamento de Produção Vegetal e Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, pela oportunidade de realizar o Curso de Pós-Graduação em nível de Doutorado.

Aos Professores Dr. Edivaldo Domingues Velini e Dr Caio Carbonari e respectivos grupos de pesquisa no Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia (NUPAM) da FCA - UNESP Botucatu, pelas valiosas contribuições técnicas e suporte na condução das análises de deposição e absorção.

Ao Professor Dr. Evandro Binotto Fagan, do Centro Universitário de Patos de Minas (Unipam) e Marina Rodrigues dos Reis, pelas contribuições técnicas e suporte na determinação das atividades enzimáticas.

A equipe de Marketing e Vendas de P&SS da Basf S.A., sobretudo Giuliana Pedutto e Juliana Massoni, pelo suporte financeiro e discussões. Ao Ricardo Zanquetin, Sanny Maia, Rogério Antoniali, Johnny Oliveira e respectivas equipes, pelo valioso suporte na condução dos ensaios em áreas de pastagens já estabelecidas e constantes contribuições técnicas.

Aos membros da equipe de P&D da Basf S.A., especialmente Cátia Sasaki, responsável pela minha autorização junto à Basf S.A. para realizar o Curso de Pós-Graduação (Doutorado), e pelo suporte e planejamento dos experimentos no campo.

Ao Luís Felipe dos Santos S. Ribeiro, pelo suporte na condução dos experimentos realizados na Esalq/USP e valiosas contribuições técnicas durante grande parte do desenvolvimento da Tese e ao Matheus Dantas, pelo suporte nos experimentos e produção de mudas.

Ao Engenheiro Químico Gabriel Luiz Morellato Trazzi (BASF S.A.), pela imprescindível contribuição na realização das análises estatísticas, gráficos e suas interpretações.

Ao Engenheiro Agrônomo Neivaldo Caceres, pelo suporte essencial no planejamento e condução dos experimentos em pastagens já estabelecidas e pelas valiosas trocas de conhecimento ao longo destes anos.

Aos Professores Dr. Pedro Jacob Christofolletti e Dr. Ricardo Victoria Filho, pelos ensinamentos na área de Ciência de Plantas Daninhas.

Ao Grupo de Fisiologia Aplicada a Sistemas de Produção (GFASP) e aos funcionários do Departamento de Produção Vegetal da Esalq/USP, pelo suporte na condução dos experimentos para determinação de parâmetros fisiológicos e metabólicos.

À amiga Dra. Karla Vilaça Martins, por sempre contribuir nas discussões relacionadas à fisiologia vegetal.

À Dra. Manuella Nóbrega Dourado Ribeiro, pelo suporte nas discussões relacionadas à fotossíntese e metabolismo secundário.

Às Bibliotecárias Eliana Maria Garcia e Silvia Zinsly, pela colaboração na padronização e auxílio na submissão desta Tese.

Ao Carlos Affonso Junqueira Neto e família, por ceder áreas experimentais da Fazenda Espírito Santo.

Aos colegas do departamento de pesquisa global de herbicidas da Basf SE, sobretudo Peter Dombo, pelo apoio e incentivo na conclusão do trabalho.

À minha família, sobretudo minha irmã Mila, minha mãe Rose, meus tios Paulo e Josi, pelo grande apoio e incentivo ao longo de toda minha trajetória profissional e acadêmica.

Ao Engenheiro Agrônomo Gabriel A. L. Junqueira, meu marido, pela ajuda na condução dos experimentos em campo e casa-de-vegetação, contribuições técnicas nas discussões sobre resultados, suporte com diagramação de gráficos e figuras e, principalmente, pela paciência com as longas horas no computador, pelo incentivo e apoio em todos os caminhos.

À República Maga Donaire, há 18 anos minha casa e família em Piracicaba, SP.

*“Todo dia é de viver  
Para ser o que for  
E ser tudo*

*Sim, todo amor é sagrado  
E o fruto do trabalho  
É mais que sagrado (...)*

*A massa que faz o pão  
Vale a luz do teu suor  
Lembra que o sono é sagrado  
E alimenta de horizontes  
O tempo acordado, de viver”.*

Amor de Índio - Beto Guedes

## SUMÁRIO

<b>RESUMO.....</b>	<b>10</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>11</b>
<b>LISTA DE FIGURAS.....</b>	<b>12</b>
<b>LISTA DE TABELAS.....</b>	<b>22</b>
<b>LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS.....</b>	<b>23</b>
<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>25</b>
<b>2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>27</b>
2.1 Pastagens tropicais e plantas daninhas .....	27
2.2 <i>Paspalum virgatum</i> (capim-navalha, capim-duro) .....	28
2.3 <i>Sporobolus indicus</i> (capim-capeta) .....	30
2.4 <i>Urochloa decumbens</i> (capim-braquiária) .....	32
2.5 <i>Urochloa brizantha</i> (Braquiaraão) .....	33
2.6 <i>Panicum maximum</i> (colonião, mombaça) .....	34
2.7 Controle químico de plantas daninhas em pastagens .....	35
2.8 Herbicidas inibidores da ALS .....	36
2.8.1 Imidazolinonas .....	40
2.8.1.1 Imazapir .....	41
2.8.1.2 Imazapic.....	42
2.9 Metabolização de herbicidas .....	43
2.10 Metabolização de herbicidas inibidores da ALS .....	50
2.11 Efeito do ambiente na tolerância de herbicidas .....	51
<b>3 MATERIAIS E MÉTODO .....</b>	<b>53</b>
3.1 Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas.....	53
3.2 Etapa II: avaliação da deposição e absorção das moléculas herbicidas .....	58
3.3 Etapa III: caracterização fisiológica .....	64



3.3.1	Metabolização do herbicida e estresse oxidativo .....	65
3.3.2	Trocas gasosas e temperatura foliar .....	67
3.3.3	Índice Spad e teor de clorofila .....	68
3.3.4	Massa de matéria seca.....	68
3.3.5	Análise estatística.....	69
<b>4</b>	<b>RESULTADOS .....</b>	<b>71</b>
4.1	Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas .....	71
4.1.1	Eficácia de controle de <i>Paspalum virgatum</i> .....	71
4.1.2	Eficácia de controle de <i>Sporobolus indicus</i> .....	76
4.1.3	Injúrias na forrageira <i>Urochloa brizantha</i> .....	80
4.1.4	Injúrias na forrageira <i>Urochloa decumbens</i> .....	85
4.1.5	Injúrias na forrageira <i>Panicum maximum</i> .....	86
4.1.6	Análises específicas (tratamento 4) .....	91
4.2	Etapa II: absorção e deposição.....	93
4.3	Etapa III: caracterização fisiológica.....	100
4.3.1	Metabolização do herbicida e estresse oxidativo .....	100
4.3.1.1	<i>Urochloa brizantha</i> (BRABR).....	100
4.3.1.2	<i>Urochloa decumbens</i> (BRADC).....	103
4.3.1.3	<i>Panicum maximum</i> (PANMA).....	105
4.3.1.4	<i>Paspalum virgatum</i> (PASVI).....	107
4.3.1.5	<i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) .....	109
4.3.1.6	Comparação entre as espécies.....	111
4.3.2	Fotossíntese e trocas gasosas .....	119
4.3.2.1	<i>Urochloa brizantha</i> (BRABR).....	120
4.3.2.2	<i>Urochloa decumbens</i> (BRADC).....	121
4.3.2.3	<i>Panicum maximum</i> (PANMA).....	122
4.3.2.4	<i>Paspalum virgatum</i> (PASVI).....	123
4.3.2.5	<i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) .....	124
4.3.2.6	Comparação entre as espécies.....	125
4.3.3	Índice Spad.....	129

4.3.4	Massa de matéria seca .....	131
<b>5</b>	<b>DISCUSSÃO .....</b>	<b>135</b>
5.1	Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas.....	135
5.2	Etapa II: absorção e deposição .....	136
5.3	Etapa III: caracterização fisiológica .....	138
5.3.1	Metabolização do herbicida e estresse oxidativo .....	138
5.3.2	Fotossíntese e trocas gasosas .....	141
5.3.3	Índice Spad .....	142
5.3.4	Massa de matéria seca .....	143
<b>6</b>	<b>CONCLUSÃO.....</b>	<b>145</b>
	<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>147</b>
	<b>APÊNDICES .....</b>	<b>157</b>
	<b>APÊNDICE A. ....</b>	<b>157</b>
	<b>APÊNDICE B.....</b>	<b>159</b>
	<b>APÊNDICE C. ....</b>	<b>161</b>
	<b>APÊNDICE D. ....</b>	<b>163</b>
	<b>APÊNDICE E.....</b>	<b>165</b>
	<b>APÊNDICE F.....</b>	<b>167</b>

## RESUMO

**Plantas daninhas da família *Poaceae* em pastagens tropicais no Brasil: manejo e caracterização fisiológica após aplicação de Imidazolinonas**

Para caracterizar os efeitos da aplicação de herbicidas a base de Imidazolinonas em diferentes plantas da família *Poaceae*, entre elas plantas daninhas (*Paspalum virgatum* e *Sporobolus indicus*) e forrageiras (*Urochloa decumbens*, *Urochloa brizantha* e *Panicum maximum*), foram conduzidos experimentos em três etapas: (Etapa I) em áreas de pastagens já estabelecidas (campo) abordando a eficácia de controle de diferentes herbicidas e doses, entre eles Imazapic + Imazapir (300, 350 e 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>), Imazetapir e Atrazina, além da seletividade em diferentes condições de manejo (roçagem anterior à aplicação) e épocas de aplicação; (Etapa II): avaliação da deposição e absorção de herbicida a base de Imazapic + Imazapir (400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>); e (Etapa III): caracterização fisiológica, envolvendo metabolização do mesmo herbicida e dose avaliada na etapa anterior, estresse oxidativo e fotossíntese das forrageiras e plantas daninhas em condições controladas (casa-de-vegetação). Os resultados obtidos na Etapa I apontaram diferentes níveis de tolerância a herbicidas inibidores da ALS, de modo que *Paspalum virgatum* foi a planta mais susceptível ao herbicida, com valores máximos de eficácia de controle de 75,4% para (Imazapic + Imazapir 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>) 120 dias após a aplicação, desconsiderando-se tipo de manejo ou época de aplicação. As forrageiras *U. brizantha* e *P. maximum* se apresentaram mais tolerantes a todos os herbicidas. A roçagem anterior à aplicação dos tratamentos químicos reduziu a ação dos herbicidas em forrageiras e plantas daninhas e a última época de aplicação também influenciou negativamente os resultados (menor eficácia de controle nas plantas daninhas e maior injúria nas forrageiras). *S. indicus* não apresentou eficácia de controle satisfatória em nenhuma condição, com nenhum dos herbicidas. Estas diferenças, sobretudo para *S. indicus*, são explicadas pela deposição e absorção, observadas por intermédio dos resultados obtidos na Etapa II, na qual esta espécie apresentou redução significativa na absorção e deposição em relação às demais. Por outro lado, o *Paspalum virgatum* não se diferenciou das forrageiras em absorção ou depósito, o que indica que alguma diferença metabólica explique a maior sensibilidade ao herbicida. Nos estudos da etapa III, as principais diferenças são, de fato, observadas entre *P. virgatum* e *P. maximum* 24 horas após a aplicação, no que diz respeito à atividade das enzimas glutathione-S-transferase (GST), peroxidase (POD), e superóxido dismutase (SOD). *P. maximum* apresentou atividade superior destas enzimas nas plantas tratadas em relação à testemunha, o que não foi observado para a planta daninha *P. virgatum*, que, além da menor atividade enzimática, apresentou valores de peroxidação lipídica superiores à testemunha. *P. virgatum* apresentou, entre todas as espécies, a maior redução de massa de matéria seca de parte aérea relativa à testemunha, enquanto a redução relativa para raízes foi maior em *U. decumbens*, seguida novamente por *P. virgatum*, confirmando a susceptibilidade destas espécies ao herbicida.

**Palavras-chave:** 1. *Sporobolus indicus* 2. *Paspalum virgatum* 3. *Urochloa brizantha* 4. *Panicum maximum* 5. Deposição 6. Estresse oxidativo 7. Glutathione-S-transferase 8. Imazapic 9. Imazapir

## ABSTRACT

### Weeds of the *Poaceae* family in tropical pastures in Brazil: management and physiologic characterization after Imidazolinone application

To characterize the effects of Imidazolinone-based herbicide application on different plants of the *Poaceae* family, including weeds (*Paspalum virgatum* and *Sporobolus indicus*) and forages (*Urochloa decumbens*, *Urochloa brizantha*, and *Panicum maximum*), experiments were conducted in three stages: (Stage I) in established pasture areas (field) to assess the efficacy of different herbicides and rates, including Imazapic + Imazapyr (300, 350, and 400 g [c.p.] ha<sup>-1</sup>), Imazethapyr, and Atrazine, as well as selectivity under different management conditions (mowing) and application timings; (Stage II): evaluation of deposition and absorption of Imazapic + Imazapyr herbicide at 400 g [c.p.] ha<sup>-1</sup>; (Stage III): physiological characterization involving same herbicide from Stage II metabolism, oxidative stress, and photosynthesis of forages and weeds under controlled conditions (greenhouse). Results from the first stage indicated varying levels of tolerance to ALS-inhibiting herbicides, with *Paspalum virgatum* being the most susceptible plant, showing maximum control efficacy values of 75.4% for Imazapic + Imazapyr at 400 g [c.p.] ha<sup>-1</sup> 120 days after application, regardless of management type or application timing. Forages *U. brizantha* and *P. maximum* exhibited greater tolerance to all herbicides. Mowing before chemical treatments reduced herbicide action on forages and weeds, and the late application timing also negatively influenced results (lower weed control efficacy and increased injury to forages). *Sporobolus indicus* did not show satisfactory control efficacy under any condition. These differences, especially for *S. indicus*, are explained by deposition and absorption, as these species had lower values than others in Stage II. On the other hand, *Paspalum virgatum* did not show a reduction in absorption or deposition compared to forages. In Stage III studies, the main differences were observed between *P. virgatum* and *P. maximum* 24 hours after application regarding the activity of glutathione S-transferase (GST), peroxidase (POD), and superoxide dismutase (SOD) enzymes. The forage exhibited higher enzyme activity in treated plants compared to the control, which was not observed for the weed *P. virgatum*, showing higher values of lipid peroxidation than the control. *P. virgatum* had the highest reduction in canopy dry matter relative to the control among all species. The relative reduction for roots dry matter was higher in *U. decumbens*, followed again by *P. virgatum*, confirming the high susceptibility of these species to the herbicide.

**Keywords:** 1. *Sporobolus indicus* 2. *Paspalum virgatum* 3. *Urochloa brizantha* 4. *Panicum maximum* 5. Deposition 6. Oxidative stress 7. Glutathione S-transferase. 8. Imazapic 9. Imazapyr

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Distribuição de <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI). Áreas marcadas na cor verde indicam regiões onde é considerado nativo e áreas em rosa onde é considerada espécie introduzida (CABI, 2018). .....	28
Figura 2. Distribuição mundial de <i>Sporobolus indicus</i> (a) e regiões onde é citado como nativo (áreas marcadas em cor verde) e como espécie introduzida (em rosa) (CABI, 2022).....	30
Figura 3. Rotas biossintéticas dos esqueletos de carbono dos 20 aminoácidos essenciais (TAIZ; ZEIGER, 2013). .....	36
Figura 4. Esquema de metabolização de herbicidas em quatro fases (YUAN et al., 2007; CARVALHO, 2013). .....	44
Figura 5. Unidades experimentais no momento da aplicação do herbicida Imazapic, 175 g kg <sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg <sup>-1</sup> , na dose de 400 g [p.c.] ha <sup>-1</sup> . Etapa II. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). .....	59
Figura 6. Espécies de poáceas selecionadas para o experimento, sendo: (A) <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI), (B) <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), (C) <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), (D) <i>Panicum maximum</i> (PANMA) e (E) <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). Etapa II. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). .....	60
Figura 7. Coleta, pesagem e lavagem das plantas e, posterior, filtragem das amostras de lavagem para determinação do teor externo do herbicida Imazapic, 175 g kg <sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg <sup>-1</sup> , na dose de 400 g [p.c.] ha <sup>-1</sup> por cromatografia e espectrometria de massas. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). Etapa II.....	61
Figura 8. Procedimento de preparo de amostras para quantificação dos teores dos herbicidas nas folhas das plantas. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). .....	62
Figura 9. Sistema LC-MS/MS utilizado para determinação dos teores das moléculas herbicidas (BEVILAQUA, 2019; MATOS, 2018). Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). .....	63

Figura 10. Plantas coletadas aos 110 DAA para determinação da massa de matéria seca. Da esquerda para direita <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) e <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) não tratados e novamente após tratamento químico.....	68
Figura 11. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) aos 30, 60, 90 e 120 dias após aplicação do herbicida. Etapa I. ....	72
Figura 12. Grau de importância das variáveis no modelo. ....	73
Figura 13. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Paspalum virgatum</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo: (Roc) roçagem mecânica realizada anterior à aplicação do herbicida, e (Nroc) áreas sem roçagem prévia. ....	74
Figura 14. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Paspalum virgatum</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	75
Figura 15. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Paspalum virgatum</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em três regiões: Mato Grosso (MT), Pará (PA) e Rondônia (RO). ....	76
Figura 16. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Sporobolus indicus</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação. ....	77
Figura 17. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Sporobolus indicus</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	79
Figura 18. Box Plot referente à eficácia de controle do <i>Sporobolus indicus</i> utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas regiões: Pará (PA) e Rondônia (RO). ....	80
Figura 19. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), independente da época, local ou manejo anterior à aplicação dos tratamentos químicos, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação. ....	81
Figura 20. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo, roçagem mecânica realizada anterior à aplicação (Roc) e áreas sem roçagem prévia (Nroc). ....	83

Figura 21. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	84
Figura 22. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em três regiões: Mato Grosso (MT), Pará (PA) e Rondônia (RO). ....	85
Figura 23. Box Plot referente a injúrias causadas pelos herbicidas na forrageira <i>Urochloa decumbens</i> , aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação. ....	86
Figura 24. Box Plot referente a injúrias causadas pelos herbicidas na forrageira <i>Panicum maximum</i> , aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação. ....	87
Figura 25. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Panicum maximum</i> , aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	89
Figura 26. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Panicum maximum</i> , aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em três regiões: (i) norte do Mato Grosso (região do município de Alta Floresta), (ii) Pará (região de Marabá), e (iii) Rondônia (região de Ji-Paraná). ....	90
Figura 27. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie <i>Panicum maximum</i> , aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo, roçagem mecânica realizada anterior à aplicação (Roc) e áreas sem roçagem prévia (Nroc). ....	91
Figura 28. Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha <sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	92
Figura 29. Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha <sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	92
Figura 30. Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha <sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	93
Figura 31. Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha <sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie <i>Panicum maximum</i> (PANMA), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3. ....	93

Figura 32. Teor externo de Imazapir zero horas após a aplicação (0 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	94
Figura 33. Teor externo de Imazapic zero horas após a aplicação (0 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	95
Figura 34. Teor interno (absorvido) de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	96
Figura 35. Teor interno (absorvido) de Imazapic 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	96
Figura 36. Depósito de Imazapir 0 horas após a aplicação (0 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	97
Figura 37. Depósito de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	97
Figura 38. Depósito de Imazapic 0 horas após a aplicação (0 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	98
Figura 39. Depósito de Imazapic 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	98
Figura 40. Absorção ( <i>uptake</i> ) de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	99
Figura 41. Absorção ( <i>uptake</i> ) de Imazapic 24 horas após a aplicação (24 HAA) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	100
Figura 42. Atividades das enzimas (a) glutationa-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR). .	102



Figura 43. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e (d) teor de prolina em <i>Urochloa rizantha</i> (BRABR).....	103
Figura 44. Atividades das enzimas (a) glutathione-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC).	104
Figura 45. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e (d) teor de prolina em <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC). ....	105
Figura 46. Atividades das enzimas (a) glutathione-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em <i>Panicum maximum</i> (PANMA). .	106
Figura 47. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e (d) teor de prolina em <i>Panicum maximum</i> (PANMA).....	107
Figura 48. Atividades das enzimas (a) glutathione-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI). ...	108
Figura 49. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e (d) teor de prolina em <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI). ....	109
Figura 50. Atividades das enzimas (a) glutathione-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN).....	110
Figura 51. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e (d) teor de prolina em <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). ....	111
Figura 52. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à atividade da enzima glutathione-S-transferase (GST). ....	112
Figura 53. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à atividade da enzima peroxidase (POD).....	113
Figura 54. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à atividade da enzima superóxido dismutase (SOD). ....	114
Figura 55. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à atividade da enzima catalase (CAT). ....	115
Figura 56. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação ao teor de proteína. ....	116

Figura 57. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à peroxidação lipídica (PL). .....	117
Figura 58. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação ao teor de peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ). .....	118
Figura 59. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação ao teor de peróxido de prolina. ....	119
Figura 60. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR). .....	121
Figura 61. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC). .....	122
Figura 62. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: <i>Panicum maximum</i> (PANMA). .....	123
Figura 63. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Planta daninha: <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI). .....	124
Figura 64. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas	

as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Planta daninha: <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	125
Figura 65. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf). .....	126
Figura 66. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à temperatura da folha (Tleaf). .....	126
Figura 67. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci). .....	127
Figura 68. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à transpiração (E). .....	128
Figura 69. Comparação entre as espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN) em relação à fotossíntese líquida (A). .....	129
Figura 70. Índice Spad referente à espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR). .....	129
Figura 71. Índice Spad referente à espécie <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC). .....	130
Figura 72. Índice Spad referente à espécie <i>Panicum maximum</i> (PANMA). .....	130
Figura 73. Índice Spad referente à espécie <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI). .....	130
Figura 74. Índice Spad referente à espécie <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	131
Figura 75. Índice Spad referente às espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	131
Figura 76. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R). .....	132
Figura 77. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R). .....	132
Figura 78. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie <i>Panicum maximum</i> (PANMA): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R). .....	132
Figura 79. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R). .....	133

Figura 80. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R). .....	133
Figura 81. Massa de matéria seca de parte aérea referente às espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	133
Figura 82. Massa de matéria seca de raiz referente às espécies <i>Urochloa brizantha</i> (BRABR), <i>Urochloa decumbens</i> (BRADC), <i>Panicum maximum</i> (PANMA), <i>Paspalum virgatum</i> (PASVI) e <i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN). .....	134
Figura 83. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. brizantha</i> (BRABR) referentes à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	157
Figura 84. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. brizantha</i> (BRABR) referentes ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	157
Figura 85. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. brizantha</i> (BRABR) referentes ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA. ....	158
Figura 86. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. maximum</i> (PANMA) referentes à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	159
Figura 87. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. maximum</i> (PANMA) referentes ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ), e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	159
Figura 88. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. maximum</i> (PANMA) referentes ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 07, 15 e 60 DAA. ....	160
Figura 89. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. decumbens</i> (BRADC) referente à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	161

Figura 90. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. decumbens</i> (BRADC) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.....	161
Figura 91. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>U. decumbens</i> (BRADC) referente ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA. ....	162
Figura 92. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>S. indicus</i> (SPZIN) referente à atividade da enzima glutathiona-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	163
Figura 93. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>S. indicus</i> (SPZIN) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	163
Figura 94. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>S. indicus</i> (SPZIN) referente a ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 07, 15 e 60 DAA. ....	164
Figura 95. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. virgatum</i> (PASVI) referente à atividade da enzima glutathiona-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA. ....	165
Figura 96. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. virgatum</i> (PASVI) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.....	165
Figura 97. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para <i>P. virgatum</i> (PASVI) referente ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA. ....	166
Figura 98. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da enzima glutathiona-S-transferase (GST) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (C) 3 DAA, e (d) 30 DAA. ....	167
Figura 99. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da peroxidase (POD) aos (a) 1 DAA, (b) 2DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA. ....	167
Figura 100. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da superóxido dismutase (SOD). (a) 1DAA, (b) 2DAA, (c) 3DAA, (d) 30DAA..	168

Figura 101. Comparação entre as espécies ( <i>Panicum maximum</i> , <i>Urochloa brizantha</i> , <i>Urochloa decumbens</i> , <i>Sporobolus indicus</i> e <i>Paspalum virgatum</i> ) pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da enzima catalase (CAT) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.....	168
Figura 102. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Teor de proteína aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA. ....	169
Figura 103. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Peroxidação lipídica (PL) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA. ....	169
Figura 104. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Peróxido de hidrogênio (H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> ) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.....	170
Figura 105. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Teor de prolina aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA. ....	170
Figura 106. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Índice Spad aos (a) 7, (b) 15 (c) 30 e (d) 60 DAA. ....	171
Figura 107. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey. Massa de matéria seca parte aérea aos 110 DAA.....	171
Figura 108. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey. Massa de matéria seca raiz aos 110 DAA.....	171

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Distribuição dos 43 experimentos conforme espécies de forrageiras (Ef), época de condução (Ec) (meados - Época 2 - e final - Época 3 - do período chuvoso) e manejo de roçagem (Mr): com (Roc) ou sem roçagem prévia (Nroc). Etapa I.....	54
Tabela 2. Distribuição dos 43 experimentos conforme espécies-alvo de plantas daninhas (Eapd), época de condução (Ec) (meados - Época 2 - e final - Época 3 - do período chuvoso) e manejo de roçagem (Mr): com (Roc) ou sem roçagem prévia (Nroc). Etapa I. ....	54
Tabela 3. Temperatura média (T, °C) e precipitação (P, mm) nas diferentes épocas (Época 2: 1 de janeiro a 15 de março de 2020. Época 3: 16 de março a 30 de junho de 2020) e regiões. ..	56
Tabela 4. Descrição dos tratamentos (Tr) utilizados. Herbicida (ingrediente ativo - i.a.), época de aplicação (E), e dose (D <sub>1</sub> , kg ha <sup>-1</sup> ou L ha <sup>-1</sup> ) (D <sub>2</sub> , g [i.a.] ha <sup>-1</sup> ). Etapa I. ....	57
Tabela 5. Descrição dos tratamentos (Tr) realizados no experimento da Etapa II, 0 e 24 horas após a aplicação (HAA) do herbicida Kifix (Imazapic, 175 g kg <sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg <sup>-1</sup> ), na dose de 400 g [p.c.] ha <sup>-1</sup> (Imazapic, 70 g kg <sup>-1</sup> + Imazapir, 210 g kg <sup>-1</sup> ). Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônomicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). ....	59
Tabela 6. Relação e período de realização das principais atividades da condução do experimento. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônomicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). ....	61
Tabela 7. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para eficácia de controle de <i>Paspalum virgatum</i> . ....	73
Tabela 8. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para eficácia de controle de <i>Sporobolus indicus</i> . ....	78
Tabela 9. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para fitotoxicidade em <i>U. brizantha</i> . ....	82
Tabela 10. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para fitotoxicidade em <i>P. maximum</i> . ....	88

## LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

ALS	Acetolactato sintetase
DAA	Dias após aplicação
BRABR	<i>Urochloa brizantha</i>
BRADC	<i>Urochloa decumbens</i>
PANMA	<i>Panicum maximum</i>
PASVI	<i>Paspalum virgatum</i>
SPZIN	<i>Sporobolus indicus</i>
PA	Pará
MT	Mato Grosso
RO	Rondônia
Roc	Roçagem anterior à aplicação
NRoc	Sem roçagem anterior à aplicação
Época 2	Período de condução de ensaios entre 1 de janeiro e 15 de março de 2020
Época 3	Período de condução de ensaios entre 16 de março e 30 de junho de 2020
GST	Glutathione-S-transferase
POD	Peroxidase
SOD	Superóxido dismutase
CAT	Catalase
H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	Peróxido de hidrogênio
PL	Peroxidação lipídica
C <sub>i</sub>	Concentração interna de CO <sub>2</sub>
G <sub>s</sub>	Condutância estomática
E	Taxa de transpiração
T <sub>leaf</sub>	Temperatura da folha
Q <sub>leaf</sub>	Fluxo de calor nas folhas
A	Taxa de assimilação líquida de CO <sub>2</sub>





## 1 INTRODUÇÃO

O manejo de plantas daninhas em pastagens mostra-se como um dos principais problemas enfrentados pelos pecuaristas ao longo de todo o território nacional. Existem inúmeras espécies, com características morfológicas e botânicas distintas, distribuídas nos mais diversos biomas brasileiros e exigindo diferentes estratégias para solucionar ou mesmo evitar o problema. Dentre as possibilidades pode-se citar o correto manejo da pastagem como a adoção de taxas de lotação adequadas, fertilização, manejos culturais e o controle químico.

Dentro deste cenário, o manejo de plantas daninhas da família *Poaceae* em ambientes de pastagens tropicais consiste em um grande desafio, considerando que a estratégia preferencial adotada por pecuaristas não considera manejos preventivos, tão pouco a renovação da pastagem em áreas de alta infestação por plantas daninhas, mas sim o controle químico. Desta forma, nos deparamos com a busca de moléculas herbicidas para controle de plantas daninhas em áreas de forrageiras, sendo que ambas pertencem a mesma família botânica (*Poaceae*), e apresentam, por tanto, características em comum. Por esta razão, o controle da planta daninha e a injúria causada na forrageira tendem a ocorrer simultaneamente e a recomendação agrônômica deve encontrar o equilíbrio entre estes dois fatores.

Nos últimos anos, duas poáceas têm sido consideradas bastante problemáticas em pastagens extensivas, sobretudo nas regiões Norte, Nordeste e Centro-Oeste do Brasil, o capim-navalha (*Paspalum virgatum*) e o capim-capeta (*Sporobolus indicus*). Ambas se mostram altamente agressivas e capazes de dominar o ambiente das pastagens, sobretudo em áreas parcialmente degradadas, acarretando grande dificuldade para manejar o rebanho, tornando necessárias eventuais expansões na área produtiva e perda no valor da propriedade.

Atualmente, existem apenas quatro ferramentas químicas disponíveis no mercado brasileiro com finalidade de controlar o capim-navalha, a base de herbicidas do grupo químico das Imidazolinonas, que atuam inibindo a enzima Acetolactato sintetase e possuem ação em pré-emergência e em pós-emergência. Estes herbicidas alcançam um controle considerado satisfatório desta planta daninha e algum grau de seletividade para as forrageiras, de acordo com as doses e momento da aplicação. Já, para o capim-capeta, ainda que sejam feitas algumas recomendações a campo, não existem até o momento herbicidas registrados no Brasil.

Diante do exposto, o presente tem trabalho por objetivo caracterizar os efeitos dos herbicidas nas plantas daninhas, bem como nas forrageiras, abordando aspectos relacionados a: (i) eficácia de controle e seletividade em diferentes condições de manejo (roçagem) e épocas de aplicação em áreas com pastagem já estabelecida, (ii) deposição e absorção de herbicida a

base de Imidazolinonas em forrageiras e plantas daninhas sob condições controladas, e (iii) metabolização, estresse oxidativo e fotossíntese de forrageiras e plantas daninhas submetidas à aplicação de Imidazolinonas em condições semi-controladas.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Pastagens tropicais e plantas daninhas

Estima-se que a área ocupada com pastagens no Brasil seja maior do que 162,5 milhões de hectares, dos quais 138,4 Mha estariam em bom estado de conservação, 9,9 Mha necessitariam de algum tipo de recuperação, 2,7 Mha estariam em estado avançado de degradação e os 14,2 Mha restantes estejam em algum tipo de uso integrado, com grãos ou outros cultivos (ABIEC, 2021). Já Dias Filho (2007) aponta que cerca de 50 a 70% das pastagens no Brasil apresentam algum grau de degradação.

Dias Filho (2014) classifica a degradação das pastagens em “agrícola” e “biológica”, apontando como degradação agrícola as situações nas quais existe aumento claro na população de plantas daninhas nas pastagens o que diminui a capacidade de suporte da área, enquanto na degradação biológica o solo perderia a capacidade de sustentar a produção vegetal, levando ao gradativo domínio de espécies menos exigentes em fertilidade do solo em detrimento às forrageiras, ou mesmo a situações de solo descoberto.

Práticas de manejo inadequadas são apontadas como as principais causas da degradação de pastagens, como ausências de adubação, falhas no estabelecimento da pastagem e causas biológicas como o ataque de patógenos em ambientes desequilibrados (DIAS FILHO, 2007).

Assim, pode-se considerar que o estabelecimento e posterior domínio por espécies de plantas daninhas em áreas de pastagens seja consequência da adoção de práticas de manejo indevidas, como por exemplo taxas de lotação inadequadas levando a pastejo e pisoteio intensos, além da falta de correção da fertilidade do solo, prática de queimadas ou roçadas frequentes (DIAS FILHO, 1990). Uma vez estabelecidas na área, as plantas daninhas tendem a contribuir de forma significativa para acelerar o processo de degradação, visto que competem com as forrageiras pelos recursos ambientais (luz, água, nutrientes e espaço), além de oferecerem problemas à alimentação animal, apresentando-se algumas vezes tóxicas e com baixa palatabilidade.

Em levantamentos fitossociológicos realizados em pastagens de diferentes regiões do estado do Mato Grosso, Inoue et al. (2012) apontam que as principais plantas daninhas encontradas pertencem às famílias *Asteraceae* e *Fabaceae*, enquanto Tuffi-Santos et al. (2004), em estudos realizados em áreas de pastagens degradadas sob condições de várzea apontam como famílias mais representativas de plantas daninhas nas áreas estudadas foram *Poaceae* e *Asteraceae*.

Alguns autores apontam que determinadas espécies de plantas daninhas tendem a ser favorecidas por práticas como a roçagem, pastejo e queima. Dias Filho (1990) cita como exemplo de plantas beneficiadas pela roçagem e queimadas não frequentes o capim-navalha (*Paspalum virgatum*) e o capim-rabo-de-burro (*Andropogon bicornis*). Ainda segundo o mesmo autor, quanto maiores as semelhanças entre as plantas daninhas e a pastagem, em termos de necessidades edafoclimáticas, mais difícil será o controle da planta daninha sem prejudicar a cultura, o que pode ser novamente exemplificado pelas espécies acima mencionadas (*A. bicornis* e *P. virgatum*).

Segundo Andrade e Fontes (2015), a classificação de poáceas em áreas de pastagens como plantas daninhas está atrelada a seu baixo valor nutritivo e / ou baixa aceitabilidade pelo gado. Ainda segundo o autor, esta situação constitui um dos principais desafios enfrentados pelos pecuaristas, uma vez que apresentam significativa semelhança morfológica, fisiológica e bioquímica com as próprias forrageiras, o que faz com que estratégias que afetem a sobrevivência das daninhas possam também interferir no desenvolvimento das forragens.

## 2.2 *Paspalum virgatum* (capim-navalha, capim-duro)

O capim-navalha (*Paspalum virgatum* L.) é nativo da América Central e do Sul (SNOW; LAU, 2010), ainda que alguns autores o considerem nativo em todo o continente americano (CABI, 2018) (Figura 1). Trata-se de uma planta daninha de pastagens, pertencente à família *Poaceae*. É uma planta perene, cespitosa e rizomatosa, herbácea, ereta, forma touceiras densas, com altura entre 1,0 e 2,0 m, possui raízes fibrosas e profundas.

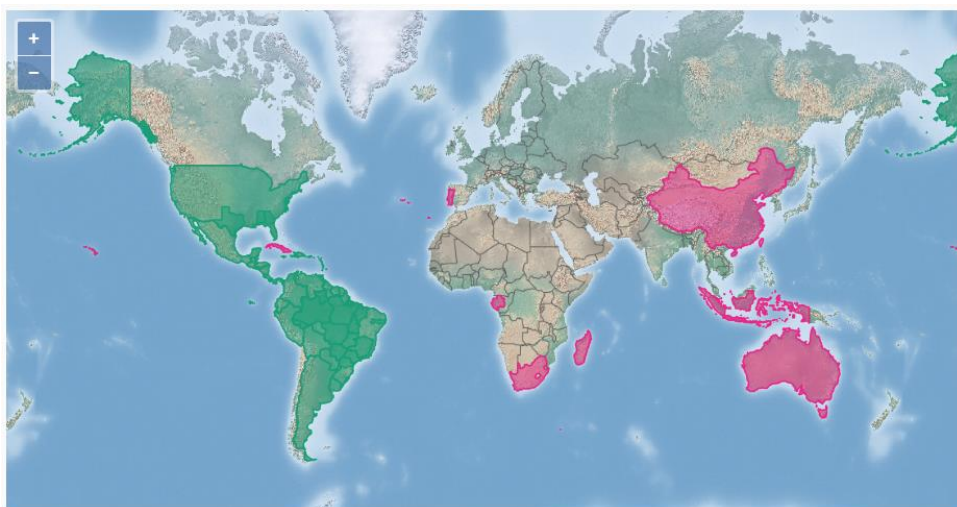


Figura 1. Distribuição de *Paspalum virgatum* (PASVI). Áreas marcadas na cor verde indicam regiões onde é considerado nativo e áreas em rosa onde é considerada espécie introduzida (CABI, 2018).

Plantas de *Paspalum virgatum* apresentam florescimento precoce (já com 90 dias), inflorescência em panículas, de coloração arroxeadada a castanha, fruto do tipo cariopse, de forma oval achatado. Uma única panícula é capaz de produzir 800 a 1000 sementes e cada planta costuma produzir até 8 panículas por ciclo. Sua reprodução pode ser via sexuada (por sementes) ou por repartição das touceiras. A dispersão das sementes se dá pela queda no solo e deposição de fezes de animais que eventualmente ingerem as plantas, especialmente animais silvestres e equídeos. Marques et al. (2019) apontam que a maior porcentagem, uniformidade e velocidade de emergência de plântulas de *P. virgatum* se dá quando as sementes se encontram na superfície do solo, não havendo emergência quando estas sementes se encontram a mais de 7,0 cm de profundidade.

O fogo e a roçagem estimulam o capim navalha, que rebrota vigorosamente (Dias Filho, 1990). No Brasil é registrado no centro-oeste, norte e estados do Sudeste, sobretudo em regiões com solos úmidos (ANDRADE et al., 2012).

Um importante aspecto sobre a presença desta planta em áreas de pastagens é que bovinos e bubalinos podem pastejá-la ainda em estádios iniciais de desenvolvimento ou em situações de escassez de alimento (áreas com alta infestação), porém não se trata de uma planta com grande aceitação pelos animais, uma vez que possui alto conteúdo de fibras e folhas com margens excessivamente cortantes (ANDRADE et al., 2012).

Segundo Caceres (2021), esta espécie passou a ser relatada por pecuaristas a partir dos anos 2000, ganhando importância desde então. É considerada uma gramínea perene de difícil controle e, segundo Santos (2021), apud Jeffries et al. (2017) e Lorenzi (2008), *P. virgatum* L. seria sinonímia de *Paspalum urvillei* Steud.

Vasco et al. (2023) apontam a existência de dois biótipos diferentes de *Paspalum virgatum*, caracterizados por diferenças na área foliar, largura do limbo foliar, comprimento e diâmetro da bainha e na altura da inflorescência e do dossel. O biótipo descrito pelos autores como “de folha estreita” apresenta menor densidade estomática em ambas as faces do limbo. Caceres (2021) comenta em seu livro sobre maiores dificuldades em controlar o biótipo de folha estreita.

Para seu controle, Andrade et al. (2012) recomendam uso de herbicidas a base de Atrazina em pré-emergência na renovação de pastagens, onde a aplicação deve ser realizada previamente à implantação de cultivo agrícola, como o milho, por exemplo.

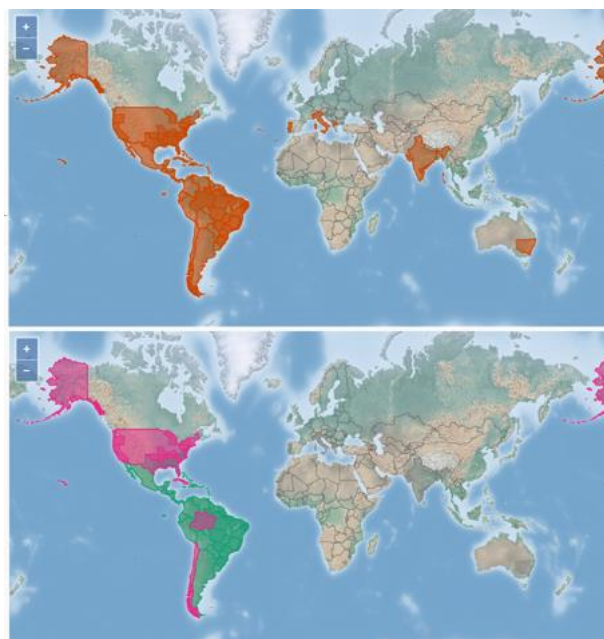
Santos (2021) aponta que aplicação de herbicidas a base de Glifosato e Imazapic apresentam significativos sintomas de intoxicação visual, apontando a espécie como susceptível

a estes herbicidas. O trabalho não discute, entretanto, a seletividade destes herbicidas à pastagem, o que pode trazer dificuldades ao manejo.

Caceres (2021) cita como alternativas para controle desta planta daninha dois herbicidas: mistura de Imazapir e Imazapic (525 e 275 g [i.a.] kg<sup>-1</sup> e formulações a base de Imazetapir. Ainda segundo o autor, estes herbicidas não costumam apresentar controle total da planta daninha e apresentam ainda dificuldades relacionadas à seletividade das forrageiras, sendo Imazetapir considerado mais seletivo, enquanto a mistura de Imazapic e Imazapir apresentaria eficácia de controle superior. O autor comenta ainda sobre a possibilidade de controle químico localizado, o que reduziria problemas relacionados à eficácia, porém traria rendimento operacional significativamente menor.

### 2.3 *Sporobolus indicus* (capim-capeta)

O capim-capeta (*Sporobolus indicus* L.) é apontado por alguns autores como nativo da Índia (QUATTROCCHI, 2006), enquanto outros mencionam o continente americano como centro de origem (CABI, 2022) e possui ampla distribuição em regiões tropicais e subtropicais (Figura 2).



**Figura 2.** Distribuição mundial de *Sporobolus indicus* (a) e regiões onde é citado como nativo (áreas marcadas em cor verde) e como espécie introduzida (em rosa) (CABI, 2022).

É considerada planta daninha de pastagens no Brasil e em outros países, sendo uma planta indicadora de degradação de pastagens. Nos últimos anos vem ganhando importância como planta daninha no Brasil, sobretudo na região amazônica (DIAS FILHO, 2007) e é

considerada a planta daninha de maior impacto em áreas de pastagens cultivadas em Cuba (PADILLA et al., 2003).

Apresenta elevada capacidade reprodutiva e fácil dispersão e, diferentemente do capim-navalha, não é consumido pelo gado. O capim-capeta possui alta produção de sementes, ao redor de 1000 por panícula, e elas podem ser produzidas ao longo de quase todo o ano. Suas sementes apresentam dormência, sendo verificado incremento na germinação em sementes produzidas há mais de 6 meses, apresentando boa viabilidade até 2 anos após sua formação (PADILLA et al., 2003).

Dias Filho (2015) aponta que uma única planta de *S. indicus* pode chegar a produzir 200 mil sementes por ano e estas sementes podem apresentar longevidade de até 10 anos no solo, e podem levar à criação de um banco de até 20 mil sementes viáveis por m<sup>2</sup> no solo.

As sementes desse capim são liberadas ao ambiente envoltas em uma camada de mucilagem que se torna bastante pegajosa quando em contato com agregados úmidos do solo, o que favorece sua dispersão, facilitando que sejam aderidas a máquinas e implementos agrícolas, bem como a animais.

Dias Filho (2015) considera difícil calcular os prejuízos causados por essa planta daninha em pastagens na região amazônica e orienta o controle manual de plantas desta espécie em áreas com infestação de até 10%, recomendando o arranquio manual, ensacamento das panículas e posterior queima fora da área de cultivo. Ressalta também que é necessário cuidado com o solo exposto após o arranquio, pois a possibilidade de reinfestação devido ao banco de sementes é muito alta. Neste sentido o uso de herbicidas pré-emergentes pode ser uma boa estratégia de controle.

Outra estratégia apontada para áreas com baixa infestação é o controle químico com aplicação localizada de glifosato, herbicida não seletivo as pastagens e sem efeito sobre o banco de sementes no solo. Dias Filho (2015) comenta também que pode ser realizada roçagem em torno de 15 a 20 dias antes da pulverização com herbicida, visando incentivar a produção de folhas. O mesmo autor recomenda ainda a reposição do pasto nas áreas onde foi feito o controle, mediante nova semeadura ou plantio de mudas. Em áreas com infestações acima de 10%, a recomendação do autor é a reforma da pastagem, atentando-se aos cuidados relacionados ao banco de sementes.

Para renovação de pastagens infestadas com o capim-capeta, Dias Filho (2015) recomenda a implantação de cultivos agrícolas por duas safras no mínimo, antes de retornar com a pastagem, buscando esgotar o banco de sementes.



Caceres (2021) comenta sobre a possibilidade de aplicação de herbicida a base de atrazina na dose de 10,0 L [p.c.] ha<sup>-1</sup>, ou mais, o que apresenta excelente seletividade para a pastagem, porém com ação temporária sobre a planta daninha, onde o controle seria visível por poucas semanas. Rocha et al. (2022) obtiveram eficácia de controle de 87,25% de *S. indicus* com Atrazina na dose de 5 kg ha<sup>-1</sup> e 9,75% com Imazetapir na dose de 200 g ha<sup>-1</sup>, porém não foram apresentados resultados além dos 21 dias após aplicação.

#### **2.4 *Urochloa decumbens* (capim-braquiária)**

A *Urochloa decumbens*, também conhecida como “braquiárinha” ou “capim-braquiária”, é uma espécie de planta forrageira, pertencente à família Poaceae, perene, originária do leste tropical da África. É uma espécie amplamente utilizada na pecuária devido a suas características de alta produtividade e adaptabilidade a diferentes condições de solo e clima, sobretudo a áreas tropicais úmidas com verões chuvosos e estações secas de até quatro ou cinco meses. Esta gramínea forma relvados com folhas próximas ao solo, sendo bastante apreciada pelo gado e suporta considerável pressão de pastejo (BOGDAN, 1977).

A introdução da *U. decumbens* no Brasil ocorreu em 1952, no IPEAN (SERRÃO; SIMÃO NETO, 1971). Com características de crescimento semiereto a prostrado, esta espécie atinge de 30 a 100 cm de altura, possui raízes fortes e duras, colmos cilíndricos a ovalados e folhas pilosas de 20 a 40 cm de comprimento.

Trata-se de uma gramínea tetraploide, com 36 cromossomos, que se destaca por resistir a queimas e geadas, brotando rapidamente em até 20 dias mesmo durante a estação seca. Chamorro (1998) demonstrou que a *U. decumbens* alcança alta cobertura do solo, atingindo 94% nas 13 primeiras semanas de estabelecimento e 96% à 22<sup>a</sup> semana, minimizando a ocorrência de invasoras e controlando a erosão.

Apresenta como desvantagens a possibilidade de causar foto-sensibilidade em animais jovens de 8 a 16 meses (SEIFFERT, 1980; SCHENK; SCHENK, 1983) e a suscetibilidade à cigarrinha das pastagens, causando prejuízos significativos quando infestações são altas (SILVA; MAGALHÃES, 1980; SILVA, 1982).

Apesar de ser utilizada há décadas na pecuária e apresentar algumas desvantagens frente a outras espécies e cultivares mais modernas, a *U. decumbens* continua sendo uma planta forrageira de destaque, contribuindo para a qualidade da pastagem e a produtividade animal, principalmente de bovinos, em diversas regiões tropicais (MILES et al., 1996). Por suas

características de rápido fechamento e excelente cobertura do solo, ainda possui ampla adoção em áreas de relevo acidentado, por exemplo.

## 2.5 *Urochloa brizantha* (Braquiarião)

A *Urochloa brizantha* (Hochst. ex. A. Rich) Stapf., popularmente conhecida como “Braquiarião”, “capim-marandu”, entre outros, é uma gramínea perene originária das savanas africanas, introduzida no Brasil por Paul Rankin Raymon em 1967, na região de Ibirarema, São Paulo (NUNES et al., 1984; VILELA, 2005). Botanicamente, caracteriza-se por apresentar caule subterrâneo do tipo rizoma, sendo uma planta cespitosa com folhas lanceoladas, pilosas na face ventral e glabras na face dorsal, além de pelos na porção apical dos entrenós e bainhas (VILELA, 2005; MOREIRA; BRAGANÇA, 2010).

Sua inflorescência, com 4 a 6 racemos equidistantes ao longo da ráquis, pode atingir até 40 cm de comprimento. Pode alcançar altura entre 1,5 e 2,5 metros, apresenta colmos prostados, porém ao longo do crescimento da touceira produz perfilhos eretos e perfilhamento mais intensos nos nós superiores, promovendo a multiplicação de inflorescências, especialmente em condições de pastejo ou corte (NUNES et al., 1984). Sua propagação se dá de forma sexuada ou por fragmentação de rizomas. Apresenta frutos do tipo cariopse e sua identificação a campo pode ser facilitada pela característica dos racemos, nos quais as espiguetas estão dispostas linearmente na base e, em pares, no ápice (MOREIRA; BRAGANÇA, 2010).

As sementes dessa espécie apresentam dormência, tornando o teste de germinação ineficiente, sendo recomendado o teste de tetrazólio para avaliar a viabilidade (DIAS; ALVES, 2008). Com sistema radicular vigoroso e profundo, a *U. brizantha* é altamente tolerante à deficiência hídrica e capaz de absorver nutrientes em camadas mais profundas do solo. Sua distribuição é ampla no Brasil, desenvolvendo-se nas regiões Centro-Oeste, Nordeste, Norte e Sudeste, e mundialmente pode ser encontrada na Ásia, Austrália e outros países da América do Sul (FERRAZ, 2003).

Na década de 1970, essa forrageira foi fornecida à Empresa Brasileira de Pesquisas Agropecuárias (Embrapa) para avaliações e distribuição no país. A comercialização iniciou-se em 1984, sendo uma alternativa adaptada às condições dos solos de cerrado com média a boa fertilidade (MILES et al., 1996). Sua rusticidade permitiu o desenvolvimento em condições ambientais desfavoráveis para outras culturas e espécies de cobertura do solo, destacando-se pela adaptação a solos ácidos e de baixa fertilidade natural.

A *U. brizantha* é difundida entre pecuaristas brasileiros devido à sua adaptação e alta produtividade de matéria seca por área. Além disso, destaca-se por sua capacidade de supressão de ervas daninhas e adaptação à baixa luminosidade (VILELA, 2005). Ainda, sua tolerância à cigarrinha-das-pastagens tem contribuído para sua dispersão no Brasil, substituindo gradualmente a *Urochloa decumbens*.

## 2.6 *Panicum maximum* (colonião, mombaça)

O gênero *Panicum*, caracterizado por sua vasta diversidade genética e múltiplas espécies e variedades, é nativo da África Tropical, expandindo-se para o subtropical do continente africano. Comumente encontrado em margens de florestas, solos recém-desbravados, áreas pouco sombreadas e altitudes variando do nível do mar até 1.800 m (JANK, 1985).

No Brasil, destaca-se a espécie *P. maximum*, popularmente conhecida como “capim-colonião”, possivelmente introduzida no Século VIII através de navios negreiros, sendo utilizada como cama durante as viagens. Essa espécie adaptou-se favoravelmente às condições edafoclimáticas brasileiras, tornando-se a forrageira mais empregada no país antes da introdução das espécies do gênero *Brachiaria* (JANK, 2003).

*Panicum maximum*, além de ser uma gramínea tropical amplamente utilizada na pecuária, é reconhecido por sua alta produção de biomassa e resistência a condições adversas, sendo uma escolha versátil para pastagens devido à sua adaptabilidade a diferentes solos e climas (CECATO et al., 1996).

Descrita por Ruggieri (2014) como uma planta perene de hábito cespitoso, o *P. maximum* varia em altura de 0,5 a 4,5 metros, apresentando colmos cilíndrico-achatados, eretos com 3 a 15 nós, podendo ou não ter pelos. Suas folhas possuem bainha estriada e leve pilosidade superficial, com lâminas lanceoladas de 15 a 100 cm de comprimento e até 3,5 cm de largura, planas e com seção em V, de coloração verde clara.

As inflorescências hermafroditas ocorrem na parte terminal dos colmos, formando uma panícula aberta de 25 a 60 cm de largura e comprimento. Podem ocorrer uma ou mais panículas secundárias no mesmo colmo. Os frutos (cariopses) são envoltos por glumas, adquirindo coloração ferrugínea na maturação. As sementes, de aproximadamente 2 mm, são pequenas, elípticas, com base e ápice agudos, levemente achatadas de um lado, apresentando superfície lisa, branquicenta e opaca.

Apresenta rizomas curtos e robustos, dos quais originam-se novos colmos, enquanto as raízes são fasciculadas e bastante fibrosas. De acordo com Correa e Santos (2009), *Panicum maximum* Jacq., especificamente o cultivar Colonião, é uma das espécies forrageiras mais relevantes para a produção de bovinos nas regiões de clima tropical e subtropical, sendo também a mais difundida no Brasil. Nos últimos anos, tem-se observado um aumento no interesse pelo gênero *Panicum*, possivelmente devido ao seu potencial significativo de produção de matéria seca por unidade de área, adaptabilidade abrangente, qualidade de forragem e facilidade de estabelecimento (HERLING et al., 2000).

## 2.7 Controle químico de plantas daninhas em pastagens

O controle químico de plantas daninhas em pastagens, ainda que seja considerada uma medida imediatista para solução de um problema que parece ser de ordem muito mais estrutural, devido as práticas de manejo adotadas, é considerado pelos pecuaristas uma solução de relativo baixo custo e uma tentativa preferencial em relação a renovação das pastagens.

Martins et al. (2022) observam que o controle químico de plantas daninhas em pastagens é o método mais amplamente utilizado, especialmente para espécies dicotiledôneas. Para estes autores, plantas daninhas consideradas mais desafiadoras de controlar em pastagens são as gramíneas invasoras, devido à sua semelhança morfológica, fisiológica e bioquímica com as espécies forrageiras, bem como à falta de métodos eficazes de controle químico. Estes autores comentam ainda que, de acordo com levantamento realizado em 2020 junto ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), existem 2023 produtos formulados registrados para uso em pastagens no Brasil, baseados em apenas 16 diferentes ingredientes ativos.

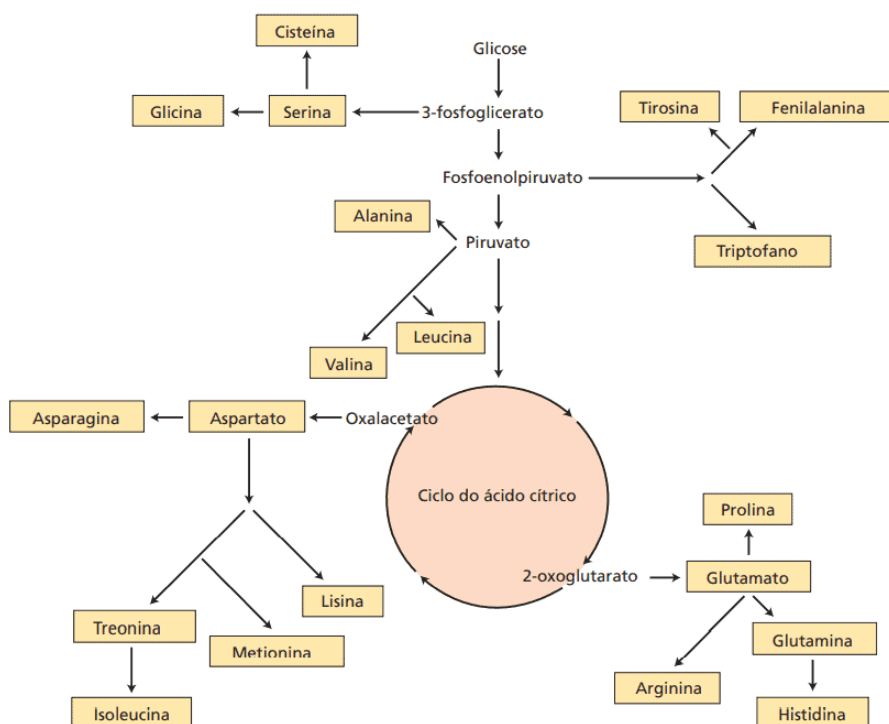
Para controle de plantas daninhas dicotiledôneas em pastagens existem diversas ferramentas seletivas às poáceas forrageiras no mercado nacional, sobretudo pertencentes ao grupo dos herbicidas mimetizadores de auxina, como por exemplo 2,4-D, Picloram, Triclopir, Fluroxipir, Aminopiralde, principalmente em produtos compostos por duas ou mais destas moléculas, em diferentes proporções. Além dos herbicidas citados, existem também outras moléculas não seletivas às pastagens, que podem ser utilizadas em aplicações direcionadas exclusivamente às plantas daninhas, em áreas com baixa infestação, como é o caso do glifosato (CACERES, 2021).

O controle químico de plantas daninhas monocotiledôneas, por sua vez, é um grande desafio em pastagens tropicais, que são compostas majoritariamente por forrageiras monocotiledôneas, pertencentes aos gêneros *Urochloa* e *Panicum*. Dessa forma não foram

encontradas até o momento ferramentas que sejam totalmente seletivas às forrageiras e que apresentem controle total tanto do *S. indicus* ou *P. virgatum*, evidenciando a importância de estudos neste sentido.

## 2.8 Herbicidas inibidores da ALS

A biossíntese de aminoácidos é um processo essencial para sobrevivência das plantas e equilíbrio ambiental. Grande parte dos animais (inclusive os humanos) não são capazes de sintetizar alguns aminoácidos e dependem exclusivamente da alimentação para sua obtenção. Entre eles encontram-se histidina, isoleucina, leucina, fenilalanina, triptofano, valina, entre outros. As plantas, por sua vez, são capazes de sintetizar quase em sua totalidade os 20 aminoácidos essenciais, e parte destas rotas de síntese de aminoácidos são alvo da ação de diferentes grupos de herbicidas, como por exemplo a síntese de glicina, valina e leucina (Figura 3) (TAIZ; ZEIGER, 2013).



**Figura 3. Rotas biossintéticas dos esqueletos de carbono dos 20 aminoácidos essenciais (TAIZ; ZEIGER, 2013).**

Os herbicidas podem ser agrupados de acordo com sua estrutura química, forma de aplicação e mecanismo de ação. Neste sentido, a classificação internacionalmente adotada é aquela proposta pelo HRAC (*Herbicide Resistance Action Committee*), na qual os herbicidas

inibidores da enzima acetolactato sintetase (ALS) fazem parte do Grupo B, também denominado Grupo 2, de acordo com a WSSA (*Weed Science Society of America*).

Trata-se de um grupo de herbicidas que atuam na inibição da síntese de aminoácidos de cadeia ramificada, através da inibição da enzima ALS, do qual fazem parte compostos dos grupos das Imidazolinonas, sulfonilureias, pirimidil-tiobenzoatos e triazolopirimidinas (OLIVEIRA JÚNIOR, 2011). Dentre os herbicidas que interferem na síntese de aminoácidos, pode-se citar, além dos já mencionados inibidores da ALS, os compostos inibidores da síntese da 5-enolpiruvilchiquimato-3-fosfato sintase (EPSP sintase) e da glutamina sintetase (ROMAN et al., 2007).

Dentro do grupo B encontram-se, por tanto, compostos inibidores não competitivos da enzima ALS, que ocorre em cloroplastos de tecidos clorofilados e plastídeos de tecidos não clorofilados. Taiz e Zeiger (2013) definem a inibição não competitiva aquela em que o inibidor não compete com o substrato pela ligação ao sítio ativo, mas liga-se em outro sítio da proteína, o que obstrui o acesso do substrato e altera as propriedades catalíticas da enzima, ou ainda pode ligar-se ao complexo enzima-substrato e alterar, a partir daí, a catálise. Os autores comentam ainda que estas reações podem ser influenciadas por alterações no pH e temperatura.

A acetolactato sintetase é uma enzima ativa sobretudo nas regiões meristemáticas (ROMAN et al., 2007). Em duas rotas metabólicas, sendo a primeira da produção dos aminoácidos valina e leucina, na qual a ALS catalisa a condensação de duas moléculas de piruvato para produção de acetolactato e outra na produção da isoleucina, na qual a ALS catalisa a reação do cetobutirado com piruvato, para produção de acetohidroxiturato, cuja abreviação AHAS também pode dar nome a este grupo de herbicidas em algumas publicações.

Estes herbicidas são utilizados intensivamente desde a década de 1980, sendo a primeira molécula lançada o chlorsulfuron, para uso em cereais em 1982 (ROMAN et al., 2007). Trata-se da classe de herbicidas mais amplamente utilizada no mundo, devido a sua alta eficiência em baixas doses, além da baixa toxicidade para mamíferos (que não sintetizam os aminoácidos valina, leucina e isoleucina, não possuindo, portanto, a rota onde age o herbicida) e boa seletividade para inúmeros cultivos agrícolas (LEITE et al., 1998). Dessa forma, associado ao amplo uso, à alta pressão de seleção, alta frequência inicial e facilidade de adaptação ecológica de biótipos que resistiram a ação destes herbicidas (CHRISTOFFOLETI et al., 1994), atualmente trata-se do grupo de herbicidas com maiores registros de casos de resistência globalmente (HEAP, 2023).

Estes herbicidas apresentam ação pré e pós-emergente, não afetam a germinação das plantas e podem ser absorvidos pelas folhas, caules e raízes, e são altamente sistêmicos. A intensidade da absorção por cada parte da planta e posterior translocação pode variar de acordo com as características da planta, como presença de tricomas e substâncias lipofílicas na cutícula, condições ambientais (como umidade relativa do ar), além do grupo químico e características da molécula.

Após a absorção, os inibidores da ALS são rapidamente translocados via xilema e/ou floema, acumulam-se nas regiões meristemáticas da planta onde ocorre paralização do crescimento e posterior desenvolvimento de clorose internerval e/ou arroxamento foliar. Os primeiros sintomas tornam-se visíveis dentro de sete a dez dias após a aplicação. Além disso, as folhas em emergência tendem a se apresentar manchadas e malformadas, ocorre a inibição do crescimento de raízes laterais e, nas dicotiledôneas, o meristema apical apresenta necrose e subsequente morte.

As plantas submetidas a ação de herbicidas inibidores da acetolactato sintetase morrem, em última análise, devido à incapacidade de planta de produzir os aminoácidos essenciais de que necessita. Alguns estudos apontam que plantas supridas externamente com aminoácidos não apresentaram efeito herbicida acentuado. Shaner e Reider (1986) observaram o acúmulo de açúcares neutros nas folhas tratadas com herbicidas inibidores da ALS, bem como a redução no transporte de fotossintatos. Este efeito, contudo, foi reduzido mediante suprimento externo com aminoácidos de cadeia ramificada.

Sabe-se que existem também outros fatores que contribuem para intoxicação e morte das plantas submetidas a ação deste grupo de herbicidas, como a interrupção da síntese proteica de modo geral, consequente interferência na síntese de DNA e crescimento celular, além do acúmulo de cetobutirato (composto tóxico para os vegetais) (LAROSSA et al., 1987) e consequente efeitos na fotossíntese. Dentro deste processo ocorre também o aumento na concentração de antocianinas (PARK et al., 1998), o que explica a cor arroxada como um dos principais sintomas de inúmeras espécies de plantas após aplicação de inibidores da ALS.

Em sua maioria, estes herbicidas tendem a ser ionizáveis na presença de água, sendo considerados ácidos fracos, apresentando pKa (valor de pH no qual 50% das moléculas estão na forma dissociada ou aniônica) entre 1,9 e 4,81. Sua eficiente translocação nas plantas se dá através da chamada “armadilha iônica”, devido à diferença entre o pH do apoplasto (maior acidez, com pHa entre 4,5 e 5,0) e do citoplasma (pH entre 7,0 e 8,0). Enquanto no apoplasto, estas moléculas encontram-se em parte não dissociadas, portanto, sem carga, forma na qual são mais lipofílicas, conseguindo, assim, difundirem-se pelo plasmalema de células comuns ou

sendo capazes de adentrar o floema. Uma vez no floema dissociam-se devido ao pH mais alto e adquirem cargas negativas, tornando-se menos lipofílicos e não mais capazes de difundirem-se pelo plasmalema, pouco permeável a substâncias aniônicas (LEITE et al., 1998).

Em relação ao comportamento no solo, sabe-se que a principal via de degradação é microbiana, sendo favorecida quando o produto se encontra disponível na solução do solo. A meia vida depende do produto, dose e condições ambientais, além das características do próprio solo, como textura, tipo de argila predominante, teor de matéria orgânica e pH. A redução no pH do solo tende a favorecer a adsorção destas moléculas, aumentando sua persistência, sobretudo no caso das Imidazolinonas. Variações do pH podem afetar a disponibilidade desses herbicidas na solução do solo e apresentar sintomas de fitotoxicidade em cultivos subsequentes anos após a aplicação de alguns desses produtos. De modo geral não são produtos facilmente lixiviados, apresentam baixa volatilização e fotólise (LEITE et al., 1998).

Muitos herbicidas que têm como modo de ação a inibição da enzima ALS são seletivos a diversas culturas agrícolas, controlando as plantas daninhas sem causar danos severos à produtividade. Tal seletividade baseia-se sobretudo na capacidade destas plantas em metabolizar estes herbicidas antes que causem danos. Sintomas de fitotoxicidade costumam ser agravados por doses acima da recomendada e culturas com problemas fitossanitários e/ou nutricionais. O estresse abiótico, causado por baixo teor de água no solo, baixa umidade relativa do ar e altas temperaturas tendem a reduzir a velocidade de metabolização destes herbicidas por espécies tolerantes, agravando a fitotoxicidade (ROMAN et al., 2007).

São descritos na literatura dois mecanismos de resistência de plantas à ação herbicida, os relacionados ao sítio de ação do herbicida e aqueles não relacionados ao sítio de ação (YU; POWELS, 2014).

De acordo com Powles e Yu (2010), a resistência de plantas a herbicidas ocorre quando são selecionados indivíduos que apresentam mutação que leva a alterações na sequência de aminoácidos do gene que codifica a enzima alvo destas moléculas, resultando em mudanças na forma da enzima, evitando a ligação correta do herbicida (redução da sensibilidade da enzima à molécula). Estes autores apontam ainda como causa da resistência o aumento da expressão do gene alvo devido a sua amplificação ou mutações na região promotora.

Já a resistência não relacionada ao sítio de ação do herbicida é consequência de mecanismos que interferem na chegada da dose necessária do herbicida nestes locais de ação, entre eles a redução na absorção, alterações na translocação ou mesmo metabolização das moléculas herbicidas pelas plantas (POWLES; YU, 2010).



No que diz respeito a resistência de plantas daninhas aos herbicidas inibidores da ALS, o mecanismo mais comum é a seleção de indivíduos que apresentam alteração no sítio de ação, no qual a enzima ALS se torna insensível à molécula de herbicida devido a mutações gênicas (ocorrência de mudança no código do gene responsável pela codificação da enzima, sem afetar sua funcionalidade). Existem também mecanismos não relacionados ao sítio alvo, como redução na absorção, translocação ou a metabolização dos herbicidas (na qual as moléculas não exercem em totalidade seu efeito no sítio de ação devido a alterações provocadas pelo metabolismo da planta, nas quais herbicidas são transformados em compostos menos tóxicos).

De acordo com revisão realizada por Yuan et al. (2007), doses altas de herbicidas tendem a selecionar indivíduos resistentes por alteração no sítio de ação, enquanto baixas doses por resistência metabólica, não relacionada ao sítio de ação. Ainda de acordo com estes autores, a alta frequência de alelos em biótipos resistentes aos inibidores da enzima ALS na natureza, como por exemplo no caso de *Lolium rigidum*, contribui significativamente para ampla evolução na ocorrência de populações resistentes.

Plantas de diferentes espécies podem apresentar tolerância diferencial entre si quando expostas aos herbicidas inibidores da ALS. Neste sentido, acredita-se que a absorção e translocação tenham pouca influência em muitas espécies e que a capacidade de metabolizar estes herbicidas a metabólicos não tóxicos explique estas diferenças. Beyer Júnior et al. (1988) demonstraram que nos cultivos de aveia, trigo e cevada, após a conjugação do herbicida com carboidratos é acrescentado um anel -OH ao anel fenil do Chlorsulfuron, tornando o composto menos tóxico para estas espécies.

Já Xavier (2018) demonstrou, em sua tese de doutorado, que a aplicação de organofosforados reduziu a tolerância das cultivares de aveia branca ao Penoxulam, enquanto Mefenpyr-Diethyl aumentou a tolerância da URS Guria ao mesmo herbicida. Estes resultados são indícios de que a metabolização é o provável mecanismo de tolerância da aveia ao Penoxulam. Ainda em sua tese, a mesma autora concluiu com seus experimentos que a tolerância das diferentes cultivares de aveia branca avaliadas não pode ser atribuída à menor sensibilidade da enzima ALS aos herbicidas Imazetapir e Penoxulam e sim diferentes processos relacionados à metabolização destes herbicidas pela planta.

### **2.8.1 Imidazolinonas**

Os herbicidas pertencentes ao grupo das Imidazolinonas têm a capacidade de controlar uma ampla variedade de plantas daninhas, incluindo poáceas, ciperáceas e latifoliadas. Fazem parte deste grupo Imazapir, Imazapic, Imazetapir, Imazamox, Imazamethabenz e Imazaquin.

Em comum todos apresentam em suas moléculas uma estrutura química chamada Imidazol (KRAEMER et al., 2009). Estas moléculas podem ser divididas em três subgrupos com base em uma segunda estrutura cíclica, denominados quinolina, benzeno e piridina. Do grupo piridina fazem parte as principais Imidazolinonas comercialmente ainda em uso (Imazapir, Imazapic, Imazetapir e Imazamox).

Segundo Tan et al. (2005), podem existir diferenças na intensidade de inibição da enzima ALS entre os subgrupos, indicativo de que, além do grupo Imidazol, esses radicais também são importantes na inibição da ALS. Os diferentes radicais do grupo piridina que diferenciam as moléculas entre si apresentam pouca atividade na inibição da ALS, mas interferem no comportamento ambiental de cada uma.

Estudos internos desenvolvidos pela empresa American Cyanamid e posteriormente pela empresa Basf S.A. indicam que os herbicidas deste grupo se diferenciam em relação a diversos fatores relacionados à absorção, translocação e comportamento ambiental. Quando comparadas as principais moléculas alvo deste estudo (Imazapir, Imazapic e, em menor proporção, Imazetapir), estes dados internos apontam para uma excelente ação em folhas largas para as três moléculas, enquanto em gramíneas destaca-se o Imazapir, com ação mais pronunciada, seguido pelo Imazapic e por último Imazetapir. Quanto a absorção pelas raízes, Imazetapir e Imazapic mostram-se superiores ao Imazapir, assim como na translocação do herbicida via xilema. Por outro lado, a atividade foliar de Imazapir mostra-se superior aos demais, apresentando também maior translocação entre as folhas e pontos de crescimento. Por outro lado, a metabolização de Imazapir em gramíneas mostra-se mais lenta quando comparada ao Imazapic, sendo o Imazetapir, entre eles, o que apresenta metabolização considerada moderada.

### **2.8.1.1 Imazapir**

O herbicida Imazapir, por ser um ácido fraco, possui suas características fortemente influenciadas pelo pH ambiental, que determina sua estrutura química, e conseqüentemente, sua persistência e mobilidade no meio ambiente. Em ambientes com pH abaixo de 5, a capacidade de adsorção do Imazapir aumenta, limitando sua movimentação no solo. Já em pH acima de 5, concentrações maiores do herbicida adquirem carga negativa, deixando de se ligar firmemente aos solos e permanecendo disponíveis para absorção pelas plantas e/ou degradação microbiana (TU et al., 2001).

A meia-vida do Imazapir no solo varia de um a cinco meses, podendo passar por fotodegradação em soluções aquosas com meia-vida de dois dias. Alguns estudos indicam que

o Imazapir pode ser ativamente exsudado pelas raízes de leguminosas, possivelmente como um mecanismo de defesa (TU et al., 2001). O Imazapir age de forma relativamente lenta, não se degradando facilmente dentro da planta, sendo especialmente eficaz contra espécies lenhosas de grande porte.

O Imazapir é absorvido rapidamente pelos tecidos vegetais e pode ser absorvido pelas folhas e raízes, sendo translocado pelo xilema e floema para os tecidos meristemáticos, onde inibe a enzima Acetohidroxiácido Sintase (AHAS), também conhecida como acetolactato sintase (ALS). O controle efetivo da planta geralmente é lento (várias semanas) e está relacionado à quantidade de aminoácidos armazenados disponíveis para cada espécie em cada situação (TU et al., 2001).

Por ser um herbicida de ação lenta e não ser prontamente metabolizado nas plantas, o Imazapir pode ser muito eficaz contra espécies lenhosas. Devido à sua persistência no ambiente, pode ser mais apropriado aplicar o Imazapir diretamente na vegetação, usando pulverizações dirigidas ao alvo, ao invés de aplicações em área total. Malefyt e Quakenbush (1991) relataram melhores resultados de controle em jatos dirigidos quando o Imazapir foi aplicado a 21°C em vez de 32°C. Ainda segundo os mesmos autores, a precipitação é considerada importante para uma boa atividade após a aplicação no solo, mas pode aumentar a movimentação do Imazapir na coluna do solo. A adição de surfactante não iônico pode melhorar significativamente a eficácia do Imazapir.

### **2.8.1.2 Imazapic**

O Imazapic é um herbicida seletivo para o controle pré e pós-emergente de algumas gramíneas anuais e perenes, bem como algumas plantas de folhas largas. Age inibindo a produção de aminoácidos de cadeia ramificada, essenciais para a síntese de proteínas e o crescimento celular (TU et al., 2001).

O Imazapic é considerado moderadamente persistente no solo, com um DT50 (tempo necessário para a concentração no solo atingir 50% da concentração inicial medida) de 7 a 150 dias, dependendo do tipo de solo e das condições climáticas. Ele é solúvel em água, mas não degradado por ela. No entanto, é rapidamente fotodegradado pela luz solar em solução aquosa. O Imazapic tem mobilidade horizontal limitada no solo. A ligação ao solo é uma função complexa do pH do solo, textura e teor de matéria orgânica. A adsorção do Imazapic ao solo pode aumentar com o tempo se houverem variações no pH. O Imazapic não é considerado volátil e a degradação fotolítica nos solos é mínima. A principal via de perda de Imazapic do solo é através da degradação microbiana (WSSA, 1994; AMERICAN CYANAMID, 2000).

O Imazapic é prontamente absorvido por folhas, caules e raízes, sendo rapidamente translocado por toda a planta e acumulando-se nas regiões meristemáticas. A exsudação de Imazapic pelas raízes de uma planta tratada é improvável, pois o Imazapic tem grande dificuldade em atravessar a faixa de Caspary nas raízes. As plantas tratadas param de crescer rapidamente. A clorose aparece primeiro nas folhas mais novas, e a morte do tecido se espalha a partir desses pontos. Em plantas perenes, o Imazapic é translocado para os órgãos de armazenamento subterrâneos e os mata, impedindo o rebrote. A clorose e a necrose dos tecidos e a consequente morte das plantas podem não ser aparentes em algumas espécies de plantas por várias semanas após a aplicação (AMERICAN CYANAMID, 2000).

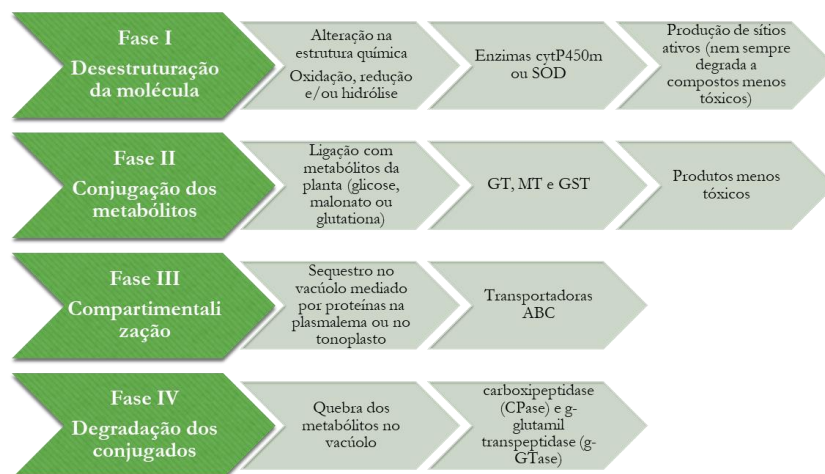
As aplicações pós-emergentes de Imazapic exigem o uso de um adjuvante de pulverização, como óleo de semente metilado (OSM) ou concentrado de óleo vegetal. Surfactantes não iônicos e baseados em silicone também podem ser usados, mas geralmente são menos eficazes. Fertilizantes líquidos à base de nitrogênio também podem ser aplicados com Imazapic, mas podem aumentar os danos às espécies não alvo (TU et al., 2001).

## **2.9 Metabolização de herbicidas**

A metabolização de herbicidas pelas plantas envolve diferentes processos, classificados em primeira análise como detoxificação e ativação de herbicidas, sendo que a detoxificação envolve a degradação ou inativação de herbicidas a compostos menos tóxicos e a ativação a degradação parcial de um produto formulado como herbicida, mas sem ação direta como tal a um composto tóxico para a planta, chamada seletividade inversa, que pode ser observada por exemplo com o herbicida Isoxaflutole. De modo geral, as enzimas envolvidas no processo de detoxificação de herbicidas são parte do metabolismo secundário das plantas.

Nestes processos metabólicos estão envolvidas reações químicas como oxidação ou redução, hidrólise, hidroxilação, descarboxilação, desalquilação, desalogenação, desulfonação, desaminação, rompimento do anel aromático e conjugação. Destas reações participam, em diferentes fases, enzimas como citocromo-P<sub>450</sub> monooxigenases (cytP450m), superóxido dismutases (SOD), glutationa-S-transferases (GST), glicosil transferases (GT), malonil transferases (MT), além de outras esterases e amilases (CARVALHO, 2013).

A metabolização de herbicidas é classificada em quatro fases por diversos autores (Figura 4). Estas etapas compreendem a desestruturação da molécula (Fase I), conjugação dos metabólitos (Fase II), compartimentalização (Fase III) e degradação dos conjugados (Fase IV).



**Figura 4. Esquema de metabolização de herbicidas em quatro fases (YUAN et al., 2007; CARVALHO, 2013).**

Na Fase I do processo de metabolização de herbicidas, ocorrem alterações diretas na estrutura química das moléculas. Este estágio é caracterizado por reações de oxidação, redução ou hidrólise, promovendo modificações na molécula do herbicida. As enzimas chave envolvidas nesse processo incluem as citocromo-P<sub>450</sub>-monoxigenases (P<sub>450</sub>), peroxidases e polifenol oxidases, sendo responsáveis pelas reações oxidativas (VAN EERD et al., 2003). Essas enzimas desempenham um papel crucial na produção de compostos mais solúveis em água e menos tóxicos, ao mesmo tempo em que geram sítios reativos na molécula original do herbicida.

Essas transformações têm como resultado a preparação da molécula do herbicida para as subsequentes reações da fase de conjugação. A produção de um composto mais solúvel em água torna-o mais passível de excreção ou degradação, contribuindo para a diminuição da toxicidade. Além disso, a formação de sítios reativos na molécula original prepara o terreno para as reações da fase de conjugação, onde o herbicida é conjugado com compostos endógenos da planta. Esses processos na Fase I são essenciais para a detoxificação e subsequente eliminação eficiente dos herbicidas pelo organismo vegetal (SANDERMANN, 1992; CARVALHO, 2013).

As reações oxidativas desempenham um papel essencial na Fase I do metabolismo de herbicidas, contribuindo significativamente para a detoxificação e eliminação desses compostos no organismo. Dentre as reações mais comuns, destaca-se a oxidação, que consiste na inserção de um átomo de oxigênio na molécula do herbicida ou composto exógeno, aumentando sua solubilidade e facilitando reações subsequentes (RIECHERS et al., 2010).

Outra reação importante é a hidroxilação, onde ocorre a troca de um átomo em uma molécula herbicida por uma hidroxila. Essa modificação estrutural visa tornar a molécula mais

polar, favorecendo sua excreção e diminuindo sua atividade biológica. A desalquilação, por sua vez, envolve a divisão de grupos alquila em ligações de oxigênio ou hidrogênio, contribuindo para a quebra de cadeias laterais e a formação de compostos mais hidrossolúveis (RIECHERS et al., 2010).

Além disso, a desaminação libera um grupo amino da molécula do herbicida, reduzindo sua toxicidade e tornando-o mais propenso à excreção. A desalogenação, por sua vez, remove átomos de halogênios, como flúor, cloro, bromo ou iodo, da molécula do herbicida, diminuindo sua lipofilicidade e facilitando a eliminação pelo organismo (RIECHERS et al., 2010).

No contexto das enzimas envolvidas nessas reações, as monooxigenases  $P_{450}$  se destacam como uma importante classe de proteínas. Utilizando NADPH ou  $NADP^+$ , essas enzimas reduzem o oxigênio a  $H_2O$  e incorporam um átomo de oxigênio ao substrato herbicida. Amplamente distribuídas em superfamílias de enzimas, especialmente em monocotiledôneas, as monooxigenases  $P_{450}$  estão frequentemente associadas aos plastídios e ao retículo endoplasmático. Sua atuação na hidroxilação e desalquilação representa o principal mecanismo de desativação de herbicidas catalisados por essas enzimas (RIECHERS et al., 2010).

A Fase II do metabolismo de herbicidas representa outra etapa crucial na qual os metabólitos alterados na Fase I passam por processos de conjugação com moléculas endógenas, visando a produção de compostos mais solúveis em água. Durante esse estágio, ocorre a desativação do herbicida por meio de uma ligação covalente com moléculas hidrofílicas endógenas, tais como glucose, malonato ou glutatona, produzindo compostos conjugados solúveis em água.

Essa conjugação é mediada por enzimas específicas, incluindo a glicosil transferase (GT), malonil transferase (MT) e glutatona S-transferase (GST) (CARVALHO, 2013). Cada uma dessas enzimas desempenha um papel crucial na adição da molécula endógena ao metabólito do herbicida, promovendo a sua neutralização e excreção.

A glicosil transferase (GT), por exemplo, está envolvida na transferência de grupos glicosila para os metabólitos, formando conjugados glicosilados solúveis em água. Da mesma forma, a malonil transferase (MT) catalisa a adição de grupos malonil aos herbicidas, contribuindo para a sua desativação e aumentando a sua hidrossolubilidade. Já a glutatona S-transferase (GST) desempenha um papel crucial na conjugação do herbicida com a glutatona, um tripeptídeo rico em enxofre, promovendo a formação de conjugados altamente solúveis em água.

Esses processos de conjugação também representam estratégias adaptativas das plantas para lidar com a presença de herbicidas.

A Fase III do metabolismo de herbicidas compreende a compartimentalização dos conjugados hidrossolúveis formados nas fases anteriores. Nessa etapa ocorre a excreção ou imobilização dos metabólitos detoxificados. Os conjugados, agora hidrossolúveis, são exportados do citosol para o exterior celular ou armazenados no vacúolo. Esse processo é mediado por proteínas de transporte conhecidas como transportadores ABC (*ATP-Binding Cassette*), localizadas no tonoplasto ou no plasmalema.

As transportadoras ABC desempenham um papel crucial na excreção ou imobilização dos metabólitos, sendo dependentes de energia metabólica, geralmente na forma de ATP (CARVALHO, 2013).

Além da compartimentalização, a Fase III envolve o armazenamento dos conjugados detoxificados. Vacúolos são locais de armazenamento comuns para os conjugados solúveis, enquanto os conjugados insolúveis podem ser depositados na parede celular. Essa estratégia de armazenamento é crucial para garantir a separação eficiente dos metabólitos detoxificados do restante da célula, contribuindo para a homeostase celular e para a minimização dos efeitos adversos dos herbicidas (SANDERMANN, 1992).

A interação entre as fases do metabolismo de herbicidas, juntamente com a compartimentalização e armazenamento eficientes, ilustra a complexidade e a sofisticação dos mecanismos adaptativos das plantas frente à presença desses compostos químicos.

Alguns autores destacam a presença de uma quarta fase, conhecida como Fase IV. Nessa etapa, ocorre a deposição e degradação dos metabólitos transportados durante a Fase III.

Esse processo é regulado, principalmente, pelas ações das enzimas CPase e g-GTase. A carboxipeptidase desempenha um papel essencial na clivagem de peptídeos, contribuindo para a liberação de componentes específicos dos conjugados. Por sua vez, a g-gamatil transpeptidase está envolvida na transferência de grupos gama-glutamil, desempenhando um papel crucial na quebra dos conjugados e na liberação de metabólitos para processos metabólicos adicionais (YUAN et al., 2007; CARVALHO, 2013).

Essas transformações bioquímicas descritas até agora desempenham um papel crucial na adaptação dos organismos a herbicidas, contribuindo para diferentes níveis de tolerância a determinados herbicidas entre as espécies. Além disso podem explicar também casos de resistência não relacionada ao sítio alvo. A compreensão desses processos é essencial para o desenvolvimento de estratégias de manejo de herbicidas e para minimizar os impactos ambientais associados ao uso desses compostos.

Para exemplificar estes processos, pode-se citar o trabalho de Matzenbacher et al. (2015), no qual foi identificado aumento da resistência metabólica de *Echinochloa crusgalli* a herbicidas inibidores da ALS, mediante incremento da detoxificação por enzimas do citocromo P<sub>450</sub>. Riar et al. (2012) também demonstraram que o mecanismo de resistência de populações de *E. crusgalli* nos Estados Unidos foi o aumento na detoxificação de herbicidas do mesmo grupo pelo complexo de enzimas da P<sub>450</sub>, enquanto Huan et al. (2011), observaram maiores atividades na enzima GST em plantas da mesma espécie submetidas à aplicação de herbicidas inibidores da enzima acetil-CoA carboxilase (ACCase).

Xavier (2018) conduziu estudos envolvendo cultivares de aveia branca submetidas à aplicação de inibidores da ALS, com foco na metabolização desses herbicidas. A autora destacou que a glutathione S-transferase (GST) desempenhou um papel significativo nesse processo, enquanto a atividade da peroxidase (POD) aumentou, revelando-se como um mecanismo responsável pela tolerância ao herbicida penoxsulam.

Dalazen (2016) investigou os mecanismos de resistência do capim-arroz ao herbicida Imazetapir. Seu estudo revelou um incremento na metabolização promovida pelas enzimas do grupo P<sub>450</sub>, evidenciando a relevância desse mecanismo na resistência adquirida por essa planta.

Souza (2011) abordou a tolerância diferencial de espécies do gênero *Digitaria*, mais especificamente o capim-colchão, ao herbicida Diuron (FSII). Em sua pesquisa, observou-se que a translocação não diferiu entre as espécies e a glutathione S-transferase (GST) mostrou-se pouco efetiva. A maior diferença de tolerância foi associada à atividade da enzima citocromo P<sub>450</sub> monooxigenase.

Taiz e Zeiger (2013) definem como inibidor qualquer agente que diminua a velocidade de uma reação catalisada por enzimas, enquanto ativadores são capazes de aumentar a eficiência de uma enzima. Neste sentido, outra estratégia comumente aplicada para compreender a metabolização de herbicidas é a utilização de inibidores enzimáticos, como os inseticidas organofosforados, que inibem a ação das P<sub>450</sub> (YASUOR et al., 2009). Werckreichhart et al. (2000) apontam que a inibição da P<sub>450</sub> mediante aplicação de organofosforados ocorre através do átomo de enxofre liberado pela molécula de inseticida oxigenada.

Por outro lado, alguns produtos podem agir como indutores de enzimas de metabolização, desempenhando um papel crucial no aumento da tolerância da planta ao herbicida. Esses compostos, frequentemente denominados *safeners*, protetores ou antídotos, desencadeiam respostas bioquímicas que favorecem a metabolização da planta na presença de herbicidas.



Dentre esses indutores, o anidrido naftálico e o Mefenpyr-Diethyl destacam-se por sua capacidade de induzir a expressão de genes associados à família P<sub>450</sub> em poáceas (HATZIOS; BURGOS, 2004). O Mefenpyr-Diethyl, especificamente, pertencente ao grupo químico das pirazolinas, exerce sua ação foliar, atuando na metabolização de herbicidas com modos de ação distintos (HACKER et al., 2000).

Como discutido até agora, o aumento na taxa de metabolização desempenha um papel crucial na detoxificação de herbicidas pelas plantas de modo geral. Esse processo não apenas confere resistência às plantas daninhas, mas também representa o principal mecanismo de seletividade de herbicidas em relação às culturas, conforme destacado por Devine et al. (1992). Dentre as enzimas citadas até agora, destaca-se a ação da enzima citocromo P<sub>450</sub> monooxigenase (P<sub>450</sub>) e a glutathione S-transferase (GST), como evidenciado por estudos de Powles e Yu (2010).

O incremento das taxas de metabolização de herbicidas também pode levar ao surgimento de resistência, tratando-se comumente de resistência múltipla, onde as plantas mostram-se resistentes a diferentes famílias químicas e mecanismos de ação.

Em se tratando específica mente das enzimas envolvidas na metabolização de herbicidas, sabe-se que os genes da família citocromo P<sub>450</sub> em plantas demonstram uma notável superioridade em número e diversidade em comparação com seus homólogos em animais, constituindo uma característica de importância adaptativa para organismos de vida sésil, como apontado por Yuan et al. (2007). Essa ampla presença e diversidade de genes P<sub>450</sub> conferem às plantas a capacidade de lidar com uma variedade extensa de compostos químicos, desempenhando um papel crucial no processamento e metabolização dessas substâncias.

A diversidade das enzimas P<sub>450</sub> não apenas reflete a complexidade dos sistemas metabólicos das plantas, mas também desempenha um papel fundamental na resistência a herbicidas. A variedade de P<sub>450</sub> facilita a evolução de mecanismos adaptativos em resposta à pressão seletiva exercida pelos herbicidas, permitindo que as plantas desenvolvam estratégias eficazes de detoxificação e, conseqüentemente, resistência a esses compostos químicos (YUAN et al., 2007).

Como mencionado anteriormente, as glutathione S-transferases (GST), abundantemente presentes no citosol e nos vacúolos (RIECHERS et al., 2003), também desempenham um papel crucial na resposta das plantas ao estresse e na tolerância a herbicidas. Além de seu papel central no metabolismo secundário, na peroxidação lipídica e no enfrentamento do estresse oxidativo, essas enzimas também estão envolvidas na metabolização de compostos exógenos tóxicos. A indução das GST é observada em resposta a estresses bióticos e abióticos, como osmótico, oxidativo e temperaturas elevadas (DIXON et al., 2002).

As GST catalisam a conjugação da glutatona (GSH) a substratos hidrofóbicos e eletrofilicos. Esse processo resulta na formação de substâncias de baixa toxicidade, solúveis em água e armazenáveis em organelas celulares. Essa capacidade de conjugação com GSH é fundamental para a detoxificação de herbicidas, como evidenciado por Xavier (2018) em seu estudo sobre cultivares de aveia branca tolerantes ao penoxsulam, onde a expressão gênica e atividade aumentadas da GST foram associadas ao principal mecanismo de tolerância.

Estudos anteriores, como o de Levine et al. (1994), destacam que elevados níveis de peróxido de hidrogênio podem induzir o aumento no mRNA de GST em células de soja, sublinhando o papel dessas enzimas na resposta a estresses oxidativos. Além disso, Carvalho et al. (2009) evidenciaram a capacidade das GST em conjugar herbicidas, como Sulfonilureias, Imidazolinonas, Aryloxy-phenoxy-propionatos, Triazinas e Cloroacetanilidas. Cummins et al. (2011) complementam esse entendimento ao indicar que as GST desempenham um papel crucial na detoxificação por conjugação com GSH, especialmente em grupos de herbicidas como Clorotriazinas, Difenileters, Cloroacetanilidas, Sulfonilureias e Ariloxifenoxipropionatos, principalmente em poáceas.

A resposta adaptativa das plantas a fatores de estresse, como alterações climáticas e a aplicação de herbicidas, envolve a interação complexa entre espécies reativas de oxigênio (ROS) e um sistema eficiente de enzimas antioxidantes. A acumulação dessas ROS, que incluem o radical superóxido ( $O_2^-$ ), o radical hidroxila ( $OH^-$ ), o peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e o oxigênio singlete ( $1 O_2$ ), representa uma ameaça significativa às plantas, desencadeando sérios danos, como a peroxidação lipídica e a desestruturação da membrana celular (SCANDALIOS, 1993; THÉRON et al., 2000).

Essas mudanças estruturais e funcionais em lipídios, proteínas, clorofilas e ácidos nucleicos, resultantes da ação das ROS, destacam a necessidade crítica de mecanismos de defesa antioxidante para preservar a integridade celular. Nesse contexto, diversas enzimas antioxidantes desempenham papéis-chave na neutralização e remoção dessas espécies reativas. Entre essas enzimas, incluem-se a superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), peroxidases (POD), ascorbato peroxidase (APX), glutatona peroxidase (GPX) e glutatona redutase (GR), que atuam em conjunto para mitigar os danos causados pelas ROS. Essas enzimas antioxidantes agem como defensores cruciais, catalisando reações que convertem ROS prejudiciais em formas menos tóxicas.

Dentre estas enzimas, a superóxido dismutase (SOD) mostra-se como componente crucial na proteção das plantas contra o estresse oxidativo, desempenhando funções essenciais

na dismutação do radical superóxido ( $O_2^-$ ) para peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e oxigênio ( $O_2$ ). Essa ação é fundamental para modular o nível de espécies reativas de oxigênio (EROs) e evitar danos celulares irreversíveis causados por elas (TAIZ; ZEIGER, 2013). As superóxido-dismutases são metaloenzimas, apresentando três diferentes formas moleculares com manganês (Mn), ferro (Fe) ou cobre/zinco (Cu/Zn) como grupos prostéticos (FRIDOVICH; MEISTER, 1986). No contexto celular, representam a primeira linha de defesa contra as ROS, com distribuição específica em diferentes compartimentos celulares. Podem ser encontradas na matriz mitocondrial, exemplificadas pela Mn-SOD, e no citoplasma, onde atuam as Cu/Zn-SOD (SCANDALIOS, 2005). A atividade da superóxido dismutase (SOD) serve como um indicador sensível de estresse oxidativo, especialmente em resposta à aplicação de herbicidas (CATANEO et al., 2005).

As peroxidases (POD) desempenham um papel essencial na resposta antioxidante das plantas, catalisando a oxidação do peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) para água ( $H_2O$ ). Essa ação contribui para modular os níveis intracelulares de  $H_2O_2$ , evitando acúmulos prejudiciais desse peróxido. A atividade da peroxidase pode aumentar em plantas submetidas a estresse, sendo frequentemente a primeira enzima a ter sua atividade alterada, independentemente da fonte específica de estresse (SIEGEL, 1993). Ainda, a catalase catalisa e detoxificação do  $H_2O_2$  e pode ser encontrada na forma peroxissômica (predominante) ou citoplasmática (TAIZ; ZEIGER, 2013).

Savic et al. (2010) apontam a atividade da peroxidase como um indicador sensível de estresse oxidativo induzido por herbicidas. Em um estudo conduzido por Xavier (2018), observou-se que a enzima peroxidase (POD) pode ter uma interferência mais significativa do que a superóxido dismutase (SOD) em cultivares de aveia após a aplicação do herbicida Penoxsulam.

## **2.10 Metabolização de herbicidas inibidores da ALS**

Na metabolização de herbicidas inibidores da ALS, sabe-se que atuam mecanismos diversos, em função da espécie, dose e tipo de herbicida, variações ambientais. Xavier (2018) aponta evidências de que a detoxificação de herbicidas com este modo de ação esteja associada, sobretudo, ao aumento na atividade de enzimas  $P_{450}$  e GST.

Rigon et al. (2020) em extenso trabalho de revisão de literatura apontam que dentre os genes conhecidos relacionados a resistência metabólica de plantas daninhas aos inibidores da ALS encontram-se aqueles responsáveis pela expressão de citocromo  $P_{450}$  (Fase I), GST e GT

(Fase II) em monocotiledôneas, além de citocromo P<sub>450</sub> e transportadores ABC em dicotiledôneas.

### **2.11 Efeito do ambiente na tolerância de herbicidas**

Alterações nas condições ambientais afetam o crescimento de a biologia das plantas de modo geral, mas também podem interferir na eficácia de controle químico proporcionada por diferentes herbicidas. Diversos estudos apontam para efeitos positivos ou negativos na tolerância de espécies com o aumento da temperatura ou mesmo da concentração de CO<sub>2</sub>, sobretudo na ação do herbicida glifosato (ZISKA et al., 2004; MANEA et al., 2011).

Outros trabalhos, como Olson et al. (2000), apontam que temperatura, umidade relativa do ar, radiação solar e a pluviosidade podem modificar os efeitos de alguns herbicidas inibidores de ALS em diferentes espécies vegetais, concluindo que, de modo geral, temperaturas baixas reduzem a taxa de metabolização destes herbicidas. Já Mccullough e Hart (2006) e Yu et al. (2015) demonstram que a maioria dos herbicidas inibidores da ALS apresenta melhor controle de plantas em temperaturas mais altas.

Segundo Martini et al. (2012), os herbicidas inibidores da ALS, Penoxsulam e Bispyribac-sodium, tiveram sua seletividade à arroz irrigado reduzida em períodos mais frios, enquanto Kieloch e Kucharsky (2012) apontaram que a umidade relativa do ar mais alta favorece o efeito fitotóxico dos herbicidas inibidores da ALS, o que pode ser explicado também pelo aumento das taxas de absorção e translocação dos herbicidas nas plantas (KENT et al. 1991).

De acordo com Steptoe (2006), as plantas apresentam menor acúmulo de cutícula nas folhas em situações de elevada umidade relativa do ar, o que auxiliaria na melhor absorção dos herbicidas pelas plantas. Ainda neste contexto, Dalazen (2016) demonstra que aumentos na temperatura e concentração relativa de CO<sub>2</sub> aumentaram o nível de existência de capim-arroz ao herbicida Imazetapir, observando que estes aumentos tornaram as plantas resistentes ainda mais insensíveis a este herbicida.



### 3 MATERIAIS E MÉTODO

#### 3.1 Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas

Na primeira etapa (Etapa I), foram conduzidos experimentos a campo, em áreas com pastagens já estabelecidas, em 3 distintas regiões do Brasil, onde as plantas daninhas *Paspalum virgatum* e *Sporobolus indicus* são consideradas um problema de difícil solução, conforme a seguir: (i) Região norte do Mato Grosso (região do município de Alta Floresta), (ii) Pará (região de Marabá), e (iii) Rondônia (região de Ji-Paraná).

Os experimentos foram conduzidos entre os meses de janeiro e junho de 2020 e consistiram em um protocolo com diferentes tratamentos químico, com o objetivo de avaliar o controle das plantas daninhas, com foco principal em capim-navalha (*Paspalum virgatum*) e algumas áreas para capim-capeta (*Sporobolus indicus*), bem como as injúrias causadas na pastagem e sua posterior recuperação. Foram implementadas 14 áreas na região de Ji-Paraná (RO), 15 áreas na região de Alta Floresta (MT) e 14 áreas na região de Marabá (PA), tendo como variáveis diferentes épocas (meados - Época 2 - e final - Época 3 - do período chuvoso) e com (Roc) ou sem roçagem prévia (Nroc), totalizando 43 repetições em diferentes geografias e ambientes destes experimentos. Entre todos os experimentos, em apenas um deles não foi avaliada eficácia de controle de plantas daninhas, apenas injúrias na forrageira. As três principais forrageiras estudadas foram *Panicum maximum* e *Urochloa brizantha*, além de uma área de *U. decumbens*. Em 13 experimentos foi avaliada apenas eficácia de controle das plantas daninhas, dada a alta infestação. (Tabelas 2 e 3).

**Tabela 1. Distribuição dos 43 experimentos conforme espécies de forrageiras (Ef), época de condução (Ec) (meados - Época 2 - e final - Época 3 - do período chuvoso) e manejo de roçagem (Mr): com (Roc) ou sem roçagem prévia (Nroc). Etapa I.**

Ef	Ec	Mr	Experimentos
<i>Urochloa brizantha</i>	Época 2	Roc	4
		Nroc	5
	Época 3	Roc	0
		Nroc	5
<i>Urochloa decumbens</i>	Época 2	Roc	0
		Nroc	0
	Época 3	Roc	1
		Nroc	0
<i>Panicum maximum</i>	Época 2	Roc	3
		Nroc	4
	Época 3	Roc	3
		Nroc	5
Outras	-	-	13

**Tabela 2. Distribuição dos 43 experimentos conforme espécies-alvo de plantas daninhas (Eapd), época de condução (Ec) (meados - Época 2 - e final - Época 3 - do período chuvoso) e manejo de roçagem (Mr): com (Roc) ou sem roçagem prévia (Nroc). Etapa I.**

Eapd	Ec	Mr	Experimentos
<i>Paspalum virgatum</i>	Época 2	Roc	6
		Nroc	13
	Época 3	Roc	2
		Nroc	12
<i>Sporobolus indicus</i>	Época 2	Roc	3
		Nroc	3
	Época 3	Roc	3
		Nroc	0
Outros	-	-	1

O delineamento experimental adotado em cada um dos experimentos envolveu parcelas com dimensões de 3 x 25 metros, totalizando uma área de 75 metros quadrados. Dentro de cada parcela, foram avaliados quatro pontos distintos, correspondentes a subamostras específicas,

envolvendo avaliações visuais de eficácia de controle de plantas daninhas e sintomas de fitotoxicidade de herbicidas nas plantas forrageiras.

As avaliações visuais de eficácia de controle e fitotoxicidade foram realizadas conforme metodologia descrita por Velini (1995), na qual em 0% não se observa nenhum sintoma visual de injúrias causadas por herbicidas (nenhum controle ou sintoma de fitotoxicidade) e 100% equivalem ao controle total e morte das plantas.

Estes experimentos foram aplicados em áreas de pastagens já estabelecidas e com infestação natural das plantas daninhas. Nas áreas onde foi realizada roçagem prévia, o intervalo entre o procedimento e a aplicação foi de 10 a 15 dias, para que já houvesse área foliar suficiente. As espécies infestantes e as forrageiras foram roçadas mecanicamente em igual altura, ao redor de 20 cm. O material vegetal não foi removido após a roçagem. Este procedimento foi realizado com objetivo de simular a aplicação em uma área pastejada ou mesmo roçada mecanicamente anteriormente a aplicação, com a finalidade de compreender qual seria a melhor recomendação para aplicação do herbicida (em área pastejada ou pasto vedado). Neste sentido é importante salientar que em áreas de baixa infestação o gado tende a selecionar as espécies pastejadas, focando seus bocados preferencialmente nas forrageiras, em detrimento ao capim-navalha.

Em áreas de alta infestação, o capim-navalha tende a se sobressair e dominar a pastagem, deixando os animais com pouca opção de escolha e, ainda que tenham menor palatabilidade e possam ocasionar ferimentos à mucosa dos animais, o gado acaba por alimentar-se também da planta daninha. Por essa razão optou-se por roçar na totalidade as parcelas aplicadas, não havendo distinção entre forrageiras e plantas daninhas. Em relação ao capim-capeta este racional não pode ser exatamente aplicado, uma vez que mesmo em áreas com alta infestação o gado não se alimenta desta espécie. Ainda assim a metodologia de roçar a área em sua totalidade, sem distinção das espécies também foi aplicada.

Em relação ao período de aplicação, devido ao início do projeto apenas em 2020, as primeiras aplicações foram realizadas em janeiro, sendo consideradas como pleno período chuvoso, diferentemente das áreas aplicadas a partir de meados de março até início de maio, período este em que o volume de chuvas já começa a ser reduzido nestas regiões. Desta forma são consideradas para análises dos resultados dois períodos de condução de ensaios, sendo o primeiro entre 1 de janeiro e 15 de março de 2020 e o segundo entre 16 de março e 30 de junho de 2020. Para discussão dos resultados, convencionou-se chamar estes períodos de ‘Época 2’ e ‘Época 3’, uma vez que o período chuvoso nestas regiões se inicia por volta de outubro, o que



tornaria possível um período de condução de ensaios anterior aos estudados neste trabalho (considerado 'Época 1'). Entre os períodos citados foram observadas principalmente diferenças relacionadas ao volume de precipitação acumulado, enquanto para temperatura não houve grandes diferenças.

**Tabela 3. Temperatura média (T, °C) e precipitação (P, mm) nas diferentes épocas (Época 2: 1 de janeiro a 15 de março de 2020. Época 3: 16 de março a 30 de junho de 2020) e regiões.**

Região	T		P	
	Época 2	Época 3	Época 2	Época 3
<b>Marabá (PA)</b>	25,8	25,3	1121	720
<b>Ji-Paraná (RO)</b>	26,4	26,6	649	476
<b>Alta Floresta (MT)</b>	27,3	26,7	677	336

Fonte: Agritempo (www.agritempo.gov.br consultado em 1 de setembro de 2021).

As aplicações foram realizadas com equipamento costal pressurizado (pulverizador de pesquisa pressurizado a CO<sub>2</sub>) com barras de 6 bicos espaçados com 50 cm e volume de calda de 200 L ha<sup>-1</sup>.

Os tratamentos químicos consistiram em diferentes doses de herbicida do grupo químico das Imidazolinonas, marca comercial à época Kifix (Imazapir, 525 g kg<sup>-1</sup> + Imazapic, 175 g kg<sup>-1</sup>), além de herbicida a base de Imazetapir (tratamentos 1 a 6, comuns a todas as áreas experimentais) e outros tratamentos químicos adotados regionalmente, conforme descrição na Tabela 4. Para os tratamentos 2 a 5, 9 e 10 foi realizada aplicação única (A), enquanto nos tratamentos 6 a 8 foi realizada uma segunda aplicação 60 dias após a primeira (B), seguindo as práticas agrônomicas regionais para controle do *Paspalum virgatum* e *Sporobolus indicus*.

**Tabela 4. Descrição dos tratamentos (Tr) utilizados. Herbicida (ingrediente ativo - i.a.), época de aplicação (E), e dose (D<sub>1</sub>, kg ha<sup>-1</sup> ou L ha<sup>-1</sup>) (D<sub>2</sub>, g [i.a.] ha<sup>-1</sup>). Etapa I.**

Tr	Herbicida	E	D <sub>1</sub>	D <sub>2</sub>
1	Testemunha	-	-	-
2	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,30	240
3	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,35	280
4	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,40	320
5	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,30	240
	Adjuvante Mees (0,25% v/v)	-	-	-
6	Imazetapir <sup>2</sup>	A	8	800
	Imazetapir <sup>2</sup>	B	8	800
7	Imazetapir <sup>2</sup>	A	8	800
	Atrazina <sup>3</sup>	B	8	4000
8	Atrazina <sup>3</sup>	A	8	4000
	Atrazina <sup>3</sup>	B	8	4000
9	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,2	160
	Atrazina <sup>3</sup>	-	5	2500
10	Imazapir + Imazapic <sup>1</sup>	A	0,2	160
	Atrazina <sup>3</sup>	-	5	2500
	Adjuvante Mees (0,25% v/v)	-	-	-

<sup>1</sup> Imazapir (525 g kg<sup>-1</sup>) + Imazapic (175 g kg<sup>-1</sup>).

<sup>2</sup> Imazetapir (100 g L<sup>-1</sup>).

<sup>3</sup> Atrazina (500 g L<sup>-1</sup>).

As análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R. Inicialmente, foram aplicadas análises de variância (ANOVA) para examinar possíveis diferenças nas médias entre grupos de tratamento. Com a finalidade de visualizar a dispersão dos dados e identificar tendências, foi gerado *box plot* para representar graficamente as distribuições das respostas para cada tratamento, oferecendo uma visão mais detalhada da variabilidade, onde podem ser visualizados valores mínimos, primeiro quartil medianos, terceiro quartil e máximos para cada parâmetro. Em seguida, a comparação múltipla das médias foi realizada através do teste de Tukey, adotando um nível de significância de 5% ( $\alpha = 0,05$ ).

Além das análises mencionadas, optou-se por conduzir uma análise multivariada a fim de investigar as relações simultâneas entre diversas variáveis, incluindo tratamentos químicos, época de aplicação, manejo anterior à aplicação e local dos experimentos. Utilizando o software

R, empregou-se um modelo linear generalizado (GLM) para examinar a influência dessas variáveis independentes na variável dependente, que se refere à eficácia de controle das plantas daninhas ou à injúria causada pelos herbicidas nas forrageiras. No ajuste do modelo, considerou-se a interação entre época, tratamento, manejo e local, buscando compreender como esses fatores afetam conjuntamente a variabilidade da resposta. A análise dos coeficientes estimados e dos resultados do GLM proporcionou uma compreensão aprofundada sobre a contribuição relativa de cada variável na explicação das variações observadas na variável dependente.

### 3.2 Etapa II: avaliação da deposição e absorção das moléculas herbicidas

Esta segunda etapa (Etapa II) teve como objetivo caracterizar a deposição e absorção do herbicida a base de Imazapic, 175 g kg<sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg<sup>-1</sup>, na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>, em diferentes espécies de plantas, sendo três forrageiras (*Urochloa decumbens* - BRADC, *Urochloa brizantha* - BRABR, e *Panicum maximum* - PANMA) e duas plantas daninhas (*Paspalum virgatum* - PASVI, e *Sporobolus indicus* - SPZIN) (Tabela 5).

O experimento foi implantado e conduzido no Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP), entre os meses de maio de 2022 e setembro de 2022. O experimento foi implantado em delineamento inteiramente casualizado, com cinco repetições.

As unidades experimentais corresponderam a vasos de 2,0 L de volume, preenchidos com solo de textura argilosa coletado na Fazenda Experimental Lageado (FCA/UNESP) no município de Botucatu (SP), para os quais fez-se o transplântio das espécies descritas. Estas plantas foram cultivadas em casa-de-vegetação até o momento da aplicação dos tratamentos.

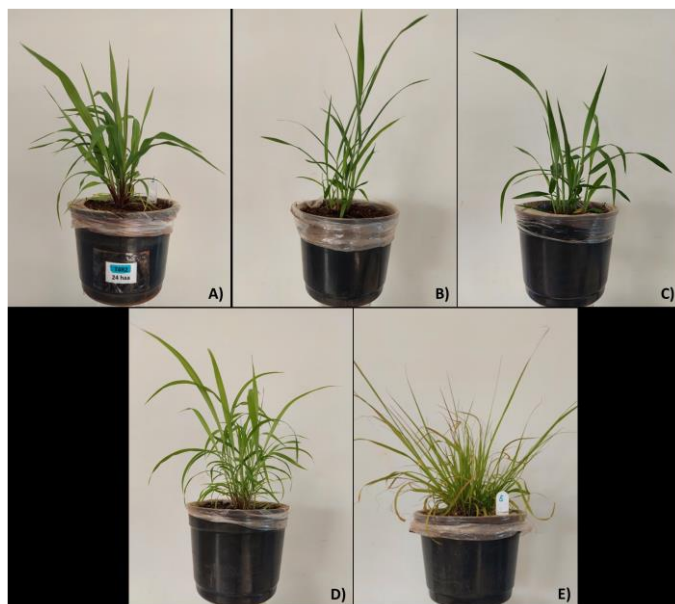
Para as aplicações foi utilizado um sistema de pulverização com controle da velocidade e pressão de trabalho, constituído por uma barra de pulverização com quatro pontas de jato plano Teejet-XR-110.02-VS, espaçadas em 0,5 m e posicionadas a 0,5 m de altura em relação a superfície das unidades experimentais (Figura 5). O sistema foi operado com velocidade de deslocamento de 3,6 km h<sup>-1</sup>, com volume de calda de 200 L ha<sup>-1</sup> e pressão constante de 1,93 bar, pressurizado por ar comprimido. As aplicações foram realizadas quando cada uma das espécies atingiu aproximadamente 15 cm de altura (Figura 5). Foram realizadas duas coletas após a aplicação do produto, com cinco repetições, totalizando 50 parcelas, conforme Tabela 5.

**Tabela 5.** Descrição dos tratamentos (Tr) realizados no experimento da Etapa II, 0 e 24 horas após a aplicação (HAA) do herbicida Imazapic, 175 g kg<sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg<sup>-1</sup>, na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> (Imazapic, 70 g kg<sup>-1</sup> + Imazapir, 210 g kg<sup>-1</sup>). Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agronômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).

Tr	Espécie	Período (HAA)
<b>Forageira</b>		
1	<i>Urochloa brizantha</i> (BRABR)	0 e 24
2	<i>Urochloa decumbens</i> (BRADC)	0 e 24
3	<i>Panicum maximum</i> (PANMA)	0 e 24
<b>Planta daninha</b>		
4	<i>Paspalum virgatum</i> (PASVI)	0 e 24
5	<i>Sporobolus indicus</i> (SPZIN)	0 e 24



**Figura 5.** Unidades experimentais no momento da aplicação do herbicida Imazapic, 175 g kg<sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg<sup>-1</sup>, na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>. Etapa II. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agronômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).



**Figura 6. Espécies de poáceas selecionadas para o experimento, sendo: (A) *Paspalum virgatum* (PASVI), (B) *Urochloa decumbens* (BRADC), (C) *Urochloa brizantha* (BRABR), (D) *Panicum maximum* (PANMA) e (E) *Sporobolus indicus* (SPZIN). Etapa II. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agronômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).**

Após a aplicação dos tratamentos as parcelas experimentais retornaram para a casa-de-vegetação, onde foram mantidas até o momento das coletas. Para a determinação dos teores depositados e absorvidos as plantas aplicadas foram coletadas 0 e 24 horas após a aplicação (HAA). O material vegetal coletado foi submetido a lavagem (teor externo produto removido com a lavagem) e, posteriormente, processado e submetido a extração (teor interno produto presente nas folhas após a lavagem). As principais atividades e períodos de realização estão descritos na Tabela 6.

**Tabela 6. Relação e período de realização das principais atividades da condução do experimento. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônomicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).**

Atividade	Data de realização
Coleta do solo e preparo das unidades experimentais	25 de maio de 2022
Transplântio das mudas	8 de junho de 2022
Aplicação (espécies 2 ,3 e 4)	6 de julho de 2022
Coleta das plantas (24 HAA)	7 de julho de 2022
Aplicação (espécie 1)	20 de julho de 2022
Coleta das plantas (24 HAA)	21 de julho de 2022
Aplicação (espécie 5)	8 de setembro de 2022
Coleta das plantas (24 HAA)	9 de setembro de 2022

Para determinação do teor externo dos ingredientes ativos nas plantas, o material vegetal foi pesado e submetido a duas lavagens com 100 mL de água deionizada. A solução resultante dessas lavagens (200 mL) foi homogeneizada e uma alíquota de 5 mL armazenada em tubos *falcon* de 15 mL, contendo 5 mL de metanol, compondo uma solução de metanol: amostra (50:50 v v<sup>-1</sup>). Posteriormente, 3 mL foram filtrados em membrana porosa (PVDF de 0,45 µm e 13 mm de diâmetro) e acondicionados em frascos para realização das análises por cromatografia e espectrometria de massas, sendo determinados os teores dos herbicidas que estavam externamente aos tecidos vegetais, denominado teor externo (Figura 7).



**Figura 7. Coleta, pesagem e lavagem das plantas e, posterior, filtragem das amostras de lavagem para determinação do teor externo do herbicida Imazapic, 175 g kg<sup>-1</sup> + Imazapir, 525 g kg<sup>-1</sup>, na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> por cromatografia e espectrometria de massas. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônomicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP). Etapa II.**

Para determinação do teor interno dos ingredientes ativos nas plantas, o material vegetal lavado após aplicação foi armazenado em freezer a -80°C para posterior determinação do teor

interno de Imazapic e Imazapir. Para tal, o material armazenado foi pulverizado mediante maceração mecânica com nitrogênio líquido, e, logo após, liofilizado por cerca de 60 horas, ou até apresentar-se totalmente seco. Para a extração, 0,1 g da massa liofilizada foi pesada em tubos falcon de 15 mL, onde foram adicionados 10 mL da solução extratora metanol: água (80/20 v/v). Na sequência, as amostras foram submetidas à sonicação por 30 minutos, e centrifugação a 3200 g durante 5 minutos a 15°C (centrífuga Hettich Zentrifugen), para decantação dos fragmentos vegetais.

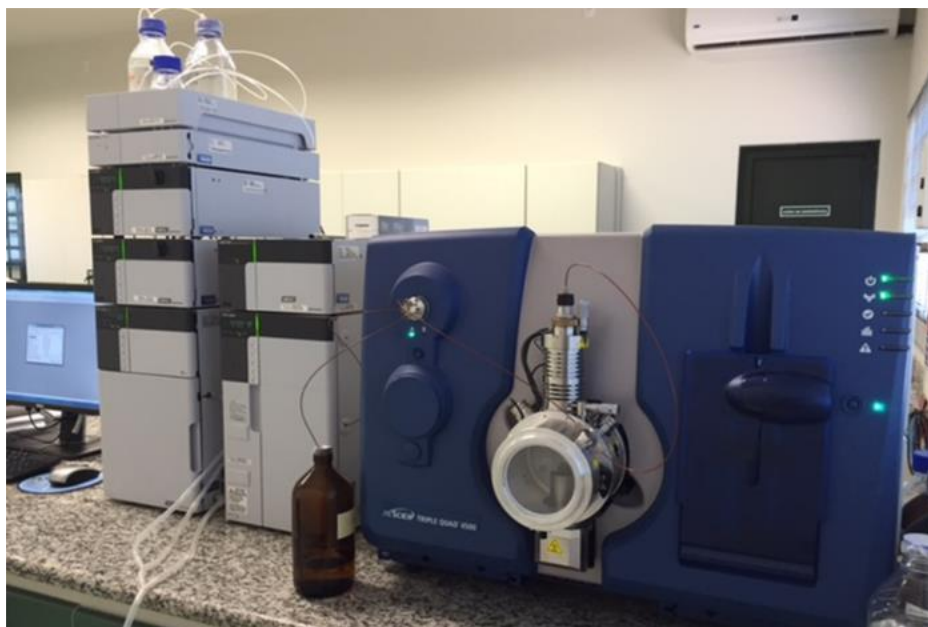
O sobrenadante foi filtrado em membrana porosa (PVDF de 0,45 µm e 13,0 mm de diâmetro) e armazenado em frascos tipo âmbar para posterior análise cromatográfica. Convencionou-se como internos os teores presentes nas folhas após a lavagem - teor interno ou absorvido (Figura 8). A partir da soma dos teores externos e internos foi determinada a deposição do herbicida nas plantas.



**Figura 8. Procedimento de preparo de amostras para quantificação dos teores dos herbicidas nas folhas das plantas. Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).**

Em relação à quantificação dos herbicidas, foram desenvolvidos métodos analíticos semelhantes aos descritos por Bevilaqua (2019) e Matos (2018), utilizando um sistema composto por um cromatógrafo líquido de alta eficiência e um espectrofotômetro de massas triplo quadrupolo (LC-MS/MS) (Figura 9), composto por um Cromatógrafo Líquido de Alta Eficiência (HPLC), modelo Prominence UFLC (Shimadzu Corporation, Kyoto, Japan), que combina análise ultrarrápida e excelente performance de separação, com alta confiabilidade de resultados; equipado com duas bombas LC-20AD, autoinjeter SIL-20AC, degazeificador

DGU-20A5, sistema controlador CBM-20A (permite a operação automatizada) e forno CTO-20AC (para controle da temperatura da coluna). Acoplado ao HPLC encontra-se o espectrômetro de massas Triple Quad 4500 (AB Sciex), híbrido triplo quadrupolo, no qual Q<sub>1</sub> e Q<sub>3</sub> foram utilizados como filtros de massa, sendo Q<sub>2</sub> uma célula de colisão onde as moléculas intactas e fragmentos de Q<sub>1</sub> são quebrados em fragmentos de massas menores.



**Figura 9. Sistema LC-MS/MS utilizado para determinação dos teores das moléculas herbicidas (BEVILAQUA, 2019; MATOS, 2018). Núcleo de Pesquisas Avançadas em Matologia da Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA) da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” (Unesp), Campus de Botucatu (SP).**

Para a determinação da porcentagem de massa seca de parte aérea fez-se a coleta das testemunhas sem aplicação das cinco espécies utilizadas no experimento, sendo esse material pesado para determinação da biomassa fresca. O material fresco foi secado até peso constante em estufa de circulação de ar forçada, a temperatura de 55°C, e o peso aferido em balança de precisão (0,001 g) para determinar a biomassa seca.

A coleta dessas parcelas permite a transformação dos teores dos herbicidas em  $\text{ng g}^{-1}$  [massa de matéria seca], a partir da correção da massa fresca coletada nos tratamentos com aplicação do herbicida em função da porcentagem de biomassa seca das testemunhas de cada espécie.

Para caracterizar e comparar a absorção e depósito entre as espécies, as análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R. Inicialmente, foram aplicadas análises de variância (ANOVA) para examinar possíveis diferenças nas médias entre grupos de



tratamento. Com a finalidade de visualizar a dispersão dos dados e identificar tendências, foi gerado box plot para representar graficamente as distribuições das respostas para cada tratamento, oferecendo uma visão mais detalhada das características da variabilidade. Em seguida, a comparação múltipla das médias foi realizada através do teste de Tukey, adotando um nível de significância de 5% ( $\alpha = 0,05$ ).

### 3.3 Etapa III: caracterização fisiológica

Esta etapa teve como objetivo caracterizar as trocas gasosas, metabolização de herbicida a base dos ingredientes ativos Imazapic e Imazapir em três espécies de poáceas (gramíneas) forrageiras [*Urochloa decumbens* (BRADC), *Urochloa brizantha* (BRABR) e *Panicum maximum* (PANMA)] e duas plantas daninhas [(*P. virgatum* (PASVI) e *S. indicus* (SPZIN)], bem como massa de matéria seca.

Para tal, foram semeadas 3 plantas de cada espécie em vasos de 50 L e conduzidas em casa-de-vegetação junto ao Departamento de Produção Vegetal na Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (Esalq) da Universidade de São Paulo (USP). Os vasos foram preenchidos com solo da Esalq/USP e substrato na proporção 1:1. A aplicação dos tratamentos foi realizada com equipamento de precisão quando as plantas se encontravam em estágio reprodutivo. Semeadura foi realizada em 15 de dezembro de 2021 e a aplicação em 10 de maio de 2022. Ao longo deste período foram realizados cortes manuais para padronizar a altura das forrageiras e plantas daninhas ao redor de 50 cm.

O delineamento experimental utilizado foi em blocos inteiramente casualizados, com 2 tratamentos químicos: (i) plantas sem tratamento, e (ii) aplicação de herbicida a base de Imazapir ( $525 \text{ g kg}^{-1}$ ) + Imazapic ( $175 \text{ g kg}^{-1}$ ), na dose de  $400 \text{ g [p.c.] ha}^{-1}$ , 4 repetições, totalizando 8 vasos por espécie de planta para determinação de atividade enzimática e 8 vasos para avaliação de trocas gasosas e massa de matéria seca, totalizando 80 vasos.

Após a aplicação dos tratamentos foram realizadas quatro coletas de biomassa foliar de plantas de cada vaso e as amostras foram analisadas em laboratório para caracterização de aspectos da metabolização do herbicida e estresse oxidativo. As coletas foram realizadas 1, 2, 3 e 30 dias após a aplicação dos tratamentos químicos e, imediatamente após cada coleta, as amostras foram acondicionadas em recipiente fechado com gelo seco e enviadas para análise no laboratório do Centro Universitário de Patos de Minas (Unipam).

As determinações de trocas gasosas incluíram medidas de fotossíntese, respiração, transpiração, temperatura foliar e condutância estomática e foram realizadas por intermédio de

sistema portátil de medição de trocas gasosas (IRGA - Infra Red Gas Analyzer) aos 1, 2, 3, 7, 15, 30 e 60 dias após a aplicação do tratamento químico. Os valores do índice Spad foram determinados aos 7, 15, 30 e 60 dias após a aplicação e a massa de matéria seca aos 110 dias.

### 3.3.1 Metabolização do herbicida e estresse oxidativo

Em laboratório as folhas coletadas em cada um dos momentos avaliados (1,2,3, e 30 DAA) foram maceradas utilizando-se nitrogênio líquido, e depois foram adicionados 4 mL de tampão de fosfato de potássio 0,1 mol L<sup>-1</sup> pH 6,8 para a diluição do extrato. As amostras foram então, transferidas para Eppendorf's e centrifugadas a 10.000 rpm (6.000 g) por 30 minutos a 4°C. Ao final, as amostras foram armazenadas a -20°C para posterior determinação.

Para determinação do **teor de proteína** (extração metabolismo antioxidante) na folha foi utilizada a metodologia descrita por Bradford (1976). Em cubetas de plástico foram adicionados 30 µL do extrato enzimático e 1 mL do reagente de Bradford. Para obtenção da curva padrão de caseína, 100 mg de caseína foram adicionados a 5 mL de água. Posteriormente, foi adicionada solução de NaOH 0,5 mol L<sup>-1</sup> até a completa dissolução da caseína. Quando dissolvido, o volume foi completado para 100 mL com água destilada. A partir desta solução foi obtida a curva padrão de caseína com base nas concentrações de 0, 0,2, 0,4, 0,6, 0,8 e 1,0 µg [caseína] mL<sup>-1</sup> e 1 mL do reativo de Bradford. A leitura de absorbância foi realizada em espectrofotômetro a 595 nm.

A atividade da **enzima superóxido dismutase (SOD)** foi determinada segundo a metodologia de Beauchamp e Fridovich (1971), citados por Bor et al. (2003). Durante a preparação dos reagentes, todos os recipientes foram envolvidos com papel alumínio para evitar reação com a luz. Foram adicionados a um tubo de ensaio 2000 µL de tampão de fosfato de sódio (50 mmol L<sup>-1</sup> pH 7,8), 30 µL de extrato enzimático, 450 µL de solução de Nitroblue Tetrazolium (NBT) + EDTA (5:4) e 500 µL de solução de Metionina + Riboflavina (1:1). Todas as amostras foram preparadas em duplicata, para que, após o preparo do sistema de reação, uma das amostras seja exposta a luz durante 10 min, sem o papel alumínio, e a outra permaneça coberta com o papel alumínio. Após esse período foram realizadas leituras de absorbância a 560 nm em espectrofotômetro.

Para a determinação da atividade da **enzima catalase (CAT)**, as amostras foram colocadas em um tubo de ensaio (1900 µL) de tampão fosfato de sódio (50 mmol L<sup>-1</sup>, pH 7,0) + H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (12,5 mmol L<sup>-1</sup>) e 100 µL de extrato enzimático, resultando em um volume final de 2 mL. As leituras de absorbância foram realizadas a 240 nm e avaliadas aos 10 e 50 segundos, a

fim de verificar a estabilização da leitura. As leituras devem ser realizadas com luz ultravioleta, e com a luz visível apagada. Além disso, foram utilizadas cubetas de quartzo, que permitem uma melhor leitura nestas condições de avaliação. Para os cálculos da atividade da enzima foi utilizado o coeficiente de extinção molar do  $\text{H}_2\text{O}_2$  de  $39,4 \text{ mmol L}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ . A atividade da catalase foi expressa em  $\text{nmol de H}_2\text{O}_2 \text{ consumido min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ proteína}$  (PEIXOTO et al., 1999).

A atividade da **enzima peroxidase (POD)** foi determinada de acordo com Teisseire e Guy (2000). Para isto, foi adicionado a um tubo de ensaio  $500 \mu\text{L}$  de tampão fosfato de potássio ( $50 \text{ mmol L}^{-1}$  pH 6,5),  $30 \mu\text{L}$  de extrato enzimático,  $250 \mu\text{L}$  de Pirogalol (1,2,3-benzenotriol) ( $20 \text{ mmol L}^{-1}$ ) e  $220 \mu\text{L}$  de peróxido de hidrogênio ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) ( $5 \text{ mmol L}^{-1}$ ), totalizando um volume de  $1 \text{ mL}$ . Posteriormente, os tubos de ensaio foram deixados por  $5 \text{ min}$  à temperatura em torno de  $25^\circ\text{C}$ . Após esse período, a formação de purpurogalina foi determinada em espectrofotômetro UV-visível, a  $430 \text{ nm}$ . Para o cálculo da atividade da enzima foi utilizado o coeficiente de extinção molar de  $2,5 \text{ mmol L}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ , sendo a atividade expressa em  $\mu\text{mol [purpurogalina] min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ [proteína]}$ .

A atividade da **glutathione-S-transferase (GST)** foi determinada de acordo com a metodologia proposta por Habig et al. (1974) e Habig e Jakoby (1981). Em uma cubeta de quartzo, foram adicionados  $900 \mu\text{L}$  de tampão de fosfato ( $1 \text{ M}$ , pH 6,5),  $50 \mu\text{L}$  de glutathione reduzida ( $0,1 \text{ mM}$ ),  $25 \mu\text{L}$  do extrato enzimático e  $25 \mu\text{L}$  de 1-cloro-2,4-dinitrobenzeno ( $0,04 \text{ M}$ ). As leituras de absorbância foram realizadas em  $340 \text{ nm}$ , sendo avaliados aos  $0$  e  $60$  segundos, os resultados foram expressos em unidades de GST/mg de proteína.

A concentração de **peróxido de hidrogênio** foi determinada por meio da reação com iodeto de potássio (KI), segundo Alexieva et al. (2001). Em meio ácido, o iodeto de potássio reage com o peróxido de hidrogênio, liberando iodo e água, formando um composto de coloração laranja-avermelhada. Para esta determinação, foi utilizada a extração do material vegetal, em que  $200 \text{ mg}$  de folhas foram maceradas com  $1 \text{ mL}$  de TCA  $0,1\%$  e após homogeneização as amostras foram transferidas para tubos e centrifugadas a  $9.700 \text{ rpm}$  por  $15 \text{ min}$  a  $4^\circ\text{C}$ . Do sobrenadante foram retirados  $200 \mu\text{L}$  e adicionados  $200 \mu\text{L}$  de tampão fosfato de potássio  $100 \text{ mM}$  (pH 7,5) e  $800 \mu\text{L}$  de solução  $1 \text{ M}$  de KI. O branco consistiu na mesma mistura descrita acima, porém, ao invés do sobrenadante da amostra, adicionou-se  $200 \mu\text{L}$  de TCA ( $0,1\%$ ). Os tubos com a reação foram colocados em gelo e permaneceram no escuro durante uma hora. A leitura foi realizada em espectrofotômetro a  $390 \text{ nm}$  e a quantidade de  $\text{H}_2\text{O}_2$  expressa em  $\mu\text{mol g}^{-1} \text{ [matéria fresca]}$ .

A **peroxidação lipídica** foliar foi determinada de acordo com a técnica de Heath e Packer (1968), por meio da produção de metabólitos reativos a ácido 2-tiobarbitúrico (TBA),

principalmente o malondialdeído (MDA). Para isto, foram pesados 200 mg do material vegetal moído, homogeneizado em 4 mL de solução contendo ácido tiobarbitúrico (TBA) 0,25% e ácido tricloroacético (TCA) 10%. Em seguida, o conteúdo foi transferido para tubos de ensaio com rosca e papel filme, e incubado em banho maria a 90°C por 1 h. Após resfriamento, o homogeneizado foi centrifugado a 10.000 x g por 15 minutos a temperatura ambiente, e, em seguida, o sobrenadante coletado de cada amostra foi submetido a leituras de absorvância em espectrofotômetro UV-visível a 560 e 600 nm.

Para a determinação do teor de **prolina** foliar foi realizada extração através da adição de 4mL de ácido sulfossalicílico a 3% em cerca de 200 mg de pó liofilizado das amostras de folhas, sendo a mistura deixada em agitação constante por uma hora à temperatura ambiente (25°C). Após esse período, o extrato foi centrifugado a 3.000 x g por 10 minutos, à temperatura ambiente, sendo o precipitado descartado e o sobrenadante (extrato) usado para a determinação de prolina livre pelo método descrito por Bates et al. (1973), através da reação com a solução de ninhidrina ácida (na proporção de 1,25 g de ninhidrina, em 30 mL de ácido acético glacial, e 20 mL de ácido fosfórico 6 M). Para a reação, foram usados tubos de ensaio com tampa rosqueável, aos quais foram adicionados 1mL de extrato, 1 mL de ninhidrina ácida e 1 mL de ácido acético glacial, deixando-se a mistura em banho-maria (100°C) por uma hora, para o desenvolvimento da cor. A extração do cromóforo foi feita pela adição de 2mL de tolueno à mistura de reação, seguida de agitação vigorosa. Após repouso e formação da mistura bifásica, a fase superior foi retirada para a quantificação dos níveis de prolina livre, através de medidas de absorvância em 520 nm. foi utilizado como branco apenas o tolueno. Como padrão foi utilizado a prolina pura e os resultados expressos em  $\mu\text{mol g}^{-1}$  [MS].

### 3.3.2 Trocas gasosas e temperatura foliar

A fotossíntese líquida, condutância estomática, transpiração e temperatura foliar foram determinadas aos 7 dias após aplicação, em quatro repetições por tratamento, uma planta por repetição, utilizando-se como padrão a segunda folha totalmente expandida em cada uma das espécies.

Foi utilizado um sistema portátil de medição de trocas gasosas, IRGA (Infra Red Gas Analyzer). As medições de fotossíntese líquida, condutância estomática, transpiração e temperatura foliar foram realizadas das 9:00 h às 11:00 h da manhã, sendo utilizada luz natural (radiação global incidente: soma da radiação fotossinteticamente ativa - PAR, e do infravermelho).

Ao realizar as leituras com o IRGA, as folhas não ocuparam 100% da área da câmara foliar de 6,25 cm<sup>2</sup> (todas as espécies pertencem à família Poaceae). Quanto à área das folhas das plantas analisadas, tem-se que: (i) *Panicum maximum* (PANMA): 5,625 cm<sup>2</sup> (90%), (ii) *Urochloa brizantha* (BRABR): 5,000 cm<sup>2</sup> (80%), (iii) *Urochloa decumbens* (BRADC): 3,750 cm<sup>2</sup> (60%), (iv) *Sporobolus indicus* (SPZIN): 1,875 cm<sup>2</sup> (30%), e (v) *Paspalum virgatum* (PASVI): 5,938 cm<sup>2</sup> (95%).

### 3.3.3 Índice Spad e teor de clorofila

Para determinar o teor de clorofila (TC, mg L<sup>-1</sup>) nas folhas de cada uma das espécies descritas, aos 7, 15, 30 e 60 dias após aplicação dos diferentes tratamentos utilizando herbicidas, foi utilizado um medidor portátil de clorofila (clorofilômetro da marca Minolta, modelo Spad-502), que permite obter leituras instantâneas do valor Spad de forma não destrutiva utilizando a equação proposta (curva de calibração linear) por Moran e Porath (1980) e Moran (1982) (LIMA FILHO et al., 1997; FAGAN, 2007):

$$TC = a + b.s$$

em que a (-1,4693 mg L<sup>-1</sup>) e b (0,3975 mg L<sup>-1</sup> Spad<sup>-1</sup>) se referem aos parâmetros empíricos da equação, e s ao valor Spad observado.

### 3.3.4 Massa de matéria seca

Para determinação da massa de matéria seca, as plantas foram coletadas 110 dias após aplicação dos tratamentos. A parte aérea foi separada das raízes e foram acondicionadas separadamente em sacos de papel e mantidas em estufa a 60°C até obtenção de peso constante. Os resultados encontram-se expressos em g.



**Figura 10.** Plantas coletadas aos 110 DAA para determinação da massa de matéria seca. Da esquerda para direita *Panicum maximum* (PANMA), *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Sporobolus indicus* (SPZIN) e *Paspalum virgatum* (PASVI) não tratados e novamente após tratamento químico.

### 3.3.5 Análise estatística

Para caracterizar os aspectos fisiológicos e metabólicos de cada uma das espécies após aplicação do herbicida e também para fins de comparação entre as espécies a partir dos dados relativos à testemunha, as análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R. Inicialmente, foram aplicadas análises de variância (ANOVA) para examinar possíveis diferenças nas médias entre grupos de tratamento.

Com a finalidade de visualizar a dispersão dos dados e identificar tendências, foi gerado box plot para representar graficamente as distribuições das respostas para cada tratamento, oferecendo uma visão mais detalhada das características da variabilidade. Em seguida, a comparação múltipla das médias foi realizada através do teste de Tukey, adotando um nível de significância de 5% ( $\alpha = 0,05$ ).



## 4 RESULTADOS

### 4.1 Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas

#### 4.1.1 Eficácia de controle de *Paspalum virgatum*

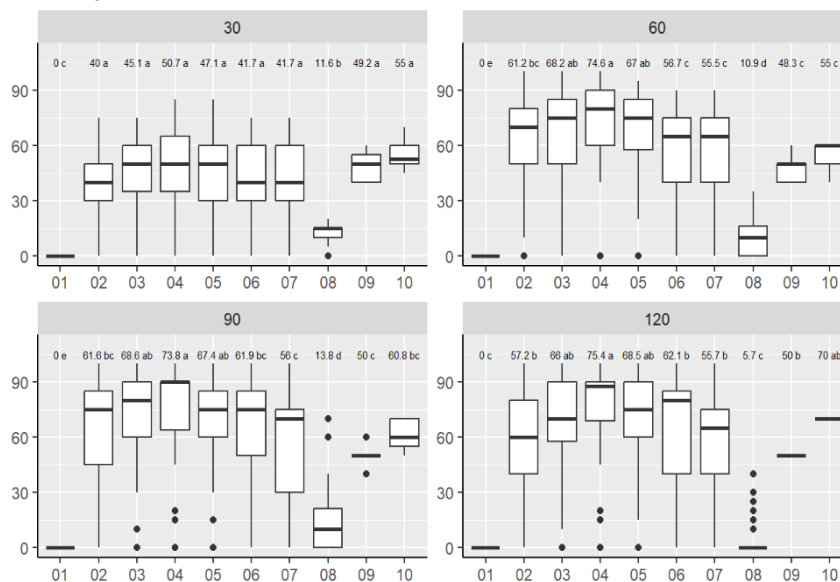
Quando analisados os resultados médios de todos os ensaios onde avaliou-se eficácia de controle de *Paspalum virgatum* (32 áreas), independente da região, época ou manejo adotado, observa-se que os sintomas decorrentes da ação dos herbicidas a base de Imidazolinonas tornam-se mais evidentes a partir dos 60 dias após aplicação dos tratamentos químicos, o que é explicado pelo modo de ação de herbicidas deste grupo.

Aos 90 dias após aplicação, o tratamento químico com herbicida a base de Imazapir + Imazapic, na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> (Tratamento 4) apresentou a maior eficácia (Figura 11), não se diferindo, contudo, do tratamento com mesmo herbicida na dose de 350 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> (tratamento 3) e na dose de 300 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> porém com adição de adjuvante a base de óleo vegetal (Mees) (tratamento 5).

Santos (2021) aponta porcentagem de controle visual de diferentes acessos de *Paspalum virgatum* considerada excelente aos 50 dias após aplicação de herbicida a base de Imazetapir, realizada quando as plantas se encontravam em estágio vegetativo. O trabalho foi conduzido em condições controladas, semeadas em casa-de-vegetação e transplantadas para vasos de 5 L. As doses que apresentaram controle considerado excelente foram de 848, 160, 1272 e 1696 g [i.a.] ha<sup>-1</sup>, divididas em duas aplicações, com 30 dias de intervalo. Diferente de Santos, os experimentos conduzidos neste trabalho foram realizados no campo, em áreas de infestação natural com plantas consideradas perenizadas, o que pode explicar a menor eficácia de controle do herbicida Imazetapir.

Sanders et al. (2001) apontam para um controle de 90% de *P. virgatum* mediante aplicação de 67 g ha<sup>-1</sup> de Imazapic e Jeffries et al. (2017), apontam que o herbicida Imazapic, aplicado no outono e primavera, proporcionou redução de mais de 70% na cobertura de *Paspalum urvillei* em experimentos de campo em estradas na Carolina do Norte.





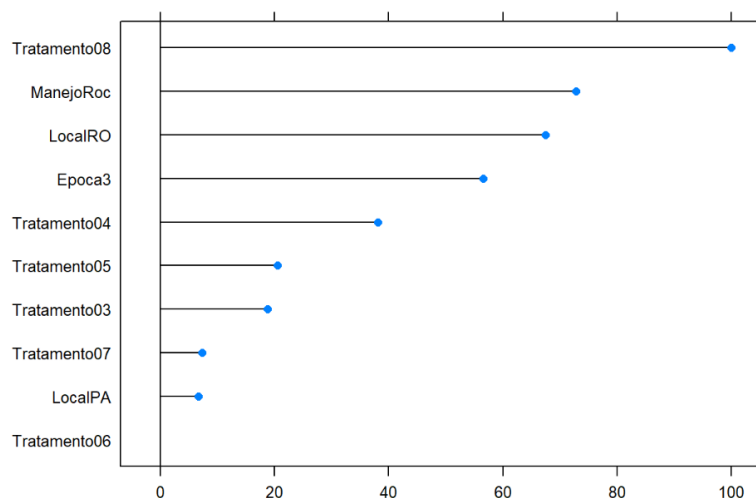
**Figura 11. Box Plot referente à eficácia de controle do *Paspalum virgatum* (PASVI) aos 30, 60, 90 e 120 dias após aplicação do herbicida. Etapa I.**

A análise multivariada, realizada por meio de um Modelo Linear Generalizado (GLM), revelou que os tratamentos químicos tiveram um impacto considerável na variabilidade da resposta, indicando uma significativa influência na média da variável dependente (eficácia de controle do *Paspalum virgatum*). Além disso, a variável manejo também apresentou uma influência substancial na diminuição da média da variável dependente, enquanto "Época" e "Local" contribuíram de maneira significativa, embora em menor grau, para a variabilidade observada (Figura 12 e Tabela 7).

**Tabela 7. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para eficácia de controle de *Paspalum virgatum*.**

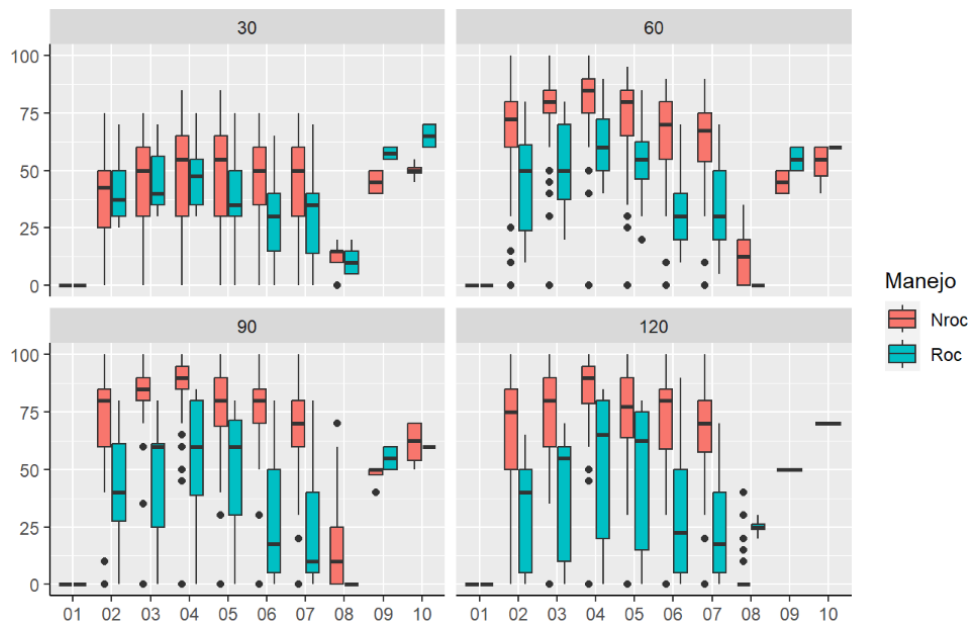
Variável	Coefficiente	Erro Padrão	Valor t	Valor p
Intercepto	707,477	11,312	62,543	$< 2e^{-16}$ ***
Época 3	-119,353	0,8266	-14,440	$< 2e^{-16}$ ***
Tratamento 3	68,845	13,880	4,960	$7,40e^{-07}$ ***
Tratamento 4	135,509	13,829	9,799	$< 2e^{-16}$ ***
Tratamento 5	74,595	13,829	5,394	$7,35e^{-08}$ ***
Tratamento 6	0,3538	13,911	0,254	0,7992 ns
Tratamento 7	-28,904	13,911	-2,078	0,0378 *
Tratamento 8	-447,107	17,652	-25,329	$< 2e^{-16}$ ***
Manejo (Roc)	-197,367	10,665	-18,506	$< 2e^{-16}$ ***
Local (PA)	-25,776	13,286	-1,940	0,0525 * <sup>10</sup>
Local (RO)	-155,325	0,9040	-17,182	$< 2e^{-16}$ ***

\*\*\* p < 0,001. \*\* p < 0,01. \* p < 0,05. \*<sup>10</sup> p < 0,1. ns p ≥ 0,1.



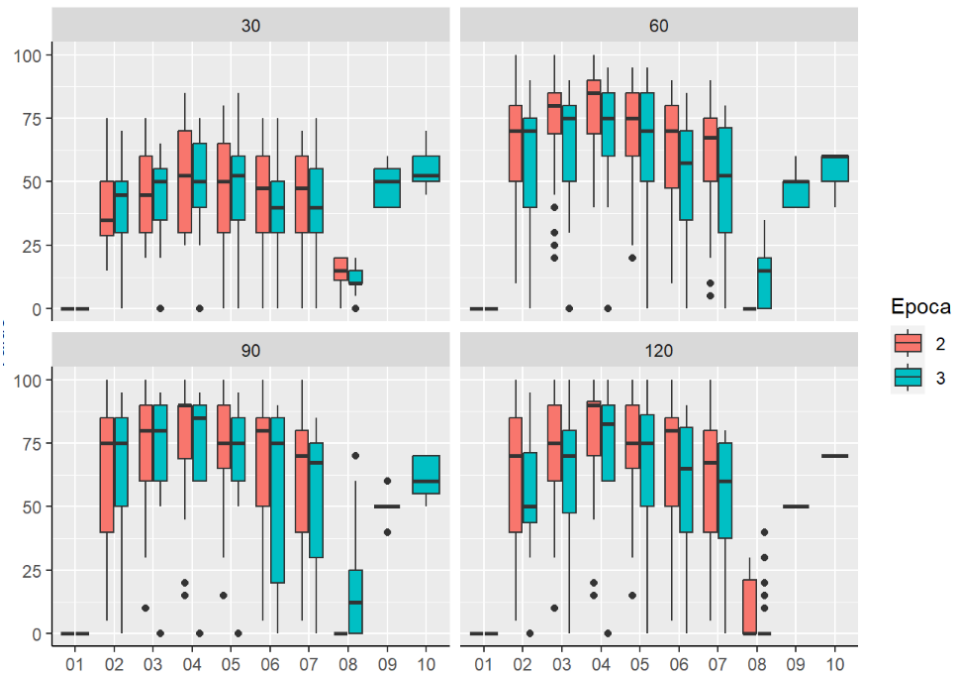
**Figura 12. Grau de importância das variáveis no modelo.**

Quando analisados separadamente, os dois tipos de manejo, roçagem mecânica realizada anterior à aplicação (Roc) e áreas sem roçagem prévia (Nroc), observa-se maior eficácia de controle do *Paspalum virgatum* em áreas não roçadas, o que poderia ser explicado pela maior área foliar e, portanto, maior absorção dos herbicidas a base de Imidazolinonas (Figura 13).



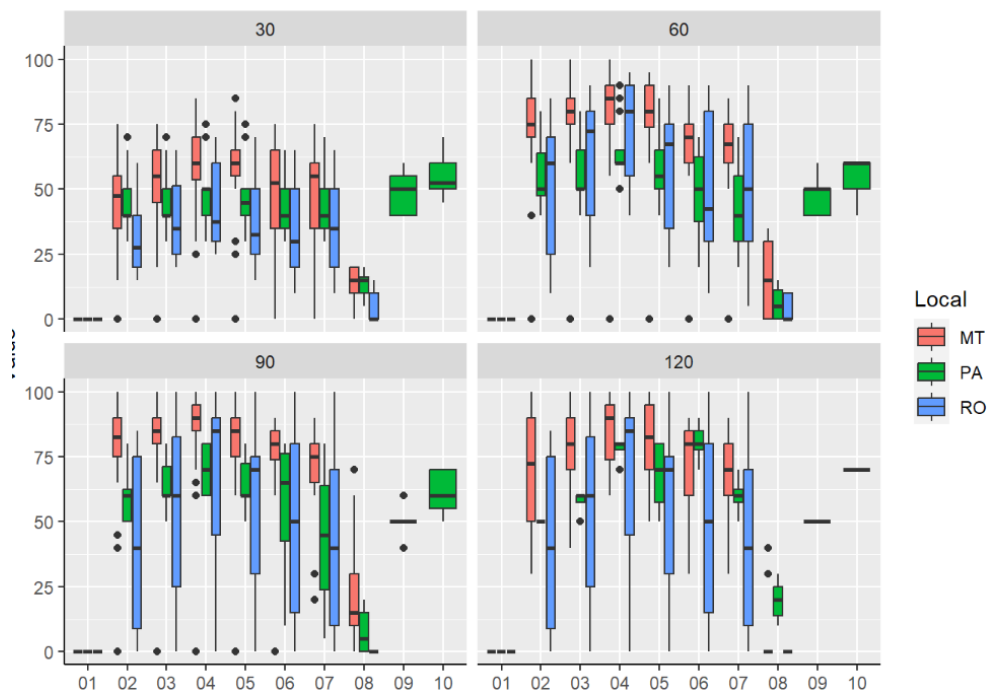
**Figura 13. Box Plot referente à eficácia de controle do *Paspalum virgatum* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo: (Roc) roçagem mecânica realizada anterior à aplicação do herbicida, e (Nroc) áreas sem roçagem prévia.**

Em relação à época de aplicação dos ensaios, observa-se uma menor influência na eficácia de controle, porém aos 120 dias após a aplicação, os tratamentos a base de Imazapir + Imazapic, nas doses de 300, 350 e 400 g ha<sup>-1</sup> (Tratamentos 2, 3 e 4) apresentaram percentuais de controle superiores nos ensaios aplicados durante o primeiro período avaliado (Época 2) (Figura 14).



**Figura 14. Box Plot referente à eficácia de controle do *Paspalum virgatum* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.**

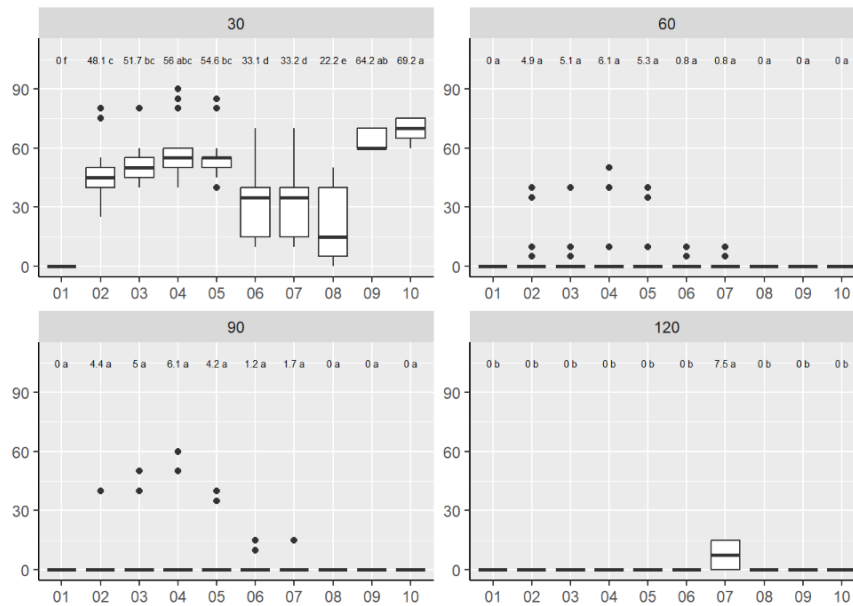
Na análise regional dos ensaios, observa-se uma tendência de maior eficácia de controle para os ensaios conduzidos no Mato Grosso (Figura 15). Estes dados, contudo, precisam ser interpretados com cautela, uma vez, ainda que existam escala de avaliação e intensivos treinamentos prévios, pode haver interferência da acuidade visual. Este ponto evidencia a necessidade de adoção de ferramentas digitais para estudos de eficácia de controle e seletividade de herbicidas.



**Figura 15. Box Plot referente à eficácia de controle do *Paspalum virgatum* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em três regiões: Mato Grosso (MT), Pará (PA) e Rondônia (RO).**

#### 4.1.2 Eficácia de controle de *Sporobolus indicus*

Para controle de *Sporobolus indicus*, apenas os tratamentos 9 e 10, nos quais foi realizada aplicação única de herbicida a base de Imazapic + Imazapir associado a atrazina, nas doses de 0,2 e 5,0 kg ha<sup>-1</sup> ou L ha<sup>-1</sup> sem (tratamento 9) e com adjuvante a base de óleo vegetal (tratamento 10), apresentaram controles iniciais satisfatórios aos 30 dias (64,2 e 69,2% de eficácia de controle, respectivamente). Porém, a partir dos 60 dias após aplicação já não eram visíveis sintomas significativos de intoxicação das plantas (Figura 16).



**Figura 16. Box Plot referente à eficácia de controle do *Sporobolus indicus* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação.**

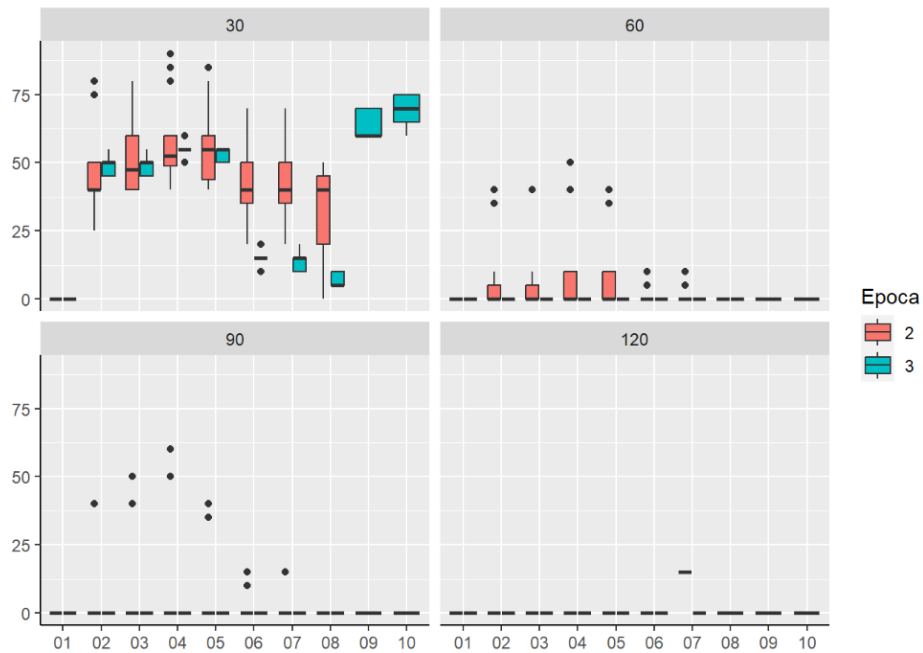
Para os dados de controle visual de *Sporobolus indicus* também foi realizada análise multivariada usando o modelo linear generalizado (GLM), para investigar a relação entre a variável controle e diferentes variáveis independentes (Época, Tratamento, Manejo, Local). Os resultados apontam que a época se apresenta como um fator altamente significativo, além dos tratamentos químicos e local. O modelo destaca alguns tratamentos químicos específicos (tratamentos 6, 7 e 8) que demonstram efeitos estatisticamente significativos. Por outro lado, outras variáveis, como o tipo de manejo realizado antes da aplicação não parecem contribuir de maneira significativa para explicar as variações no controle (Tabela 8).

**Tabela 8. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para eficácia de controle de *Sporobolus indicus*.**

Variável	Coefficiente	Erro Padrão	Valor t	Valor p
Intercepto	188,524	26,699	7,061	3,39e-12 ***
Epoca3	-66,885	20,046	-3,337	0,000884 ***
Tratamento 3	13,793	30,314	0,455	0,649215 <sup>ns</sup>
Tratamento 4	33,621	30,314	1,109	0,267700 <sup>ns</sup>
Tratamento 5	20,690	30,314	0,683	0,495095
Tratamento 6	-68,966	30,314	-2,275	0,023147 *
Tratamento 7	-62,069	30,314	-2,048	0,040906 *
Tratamento 8	-94,239	31,697	-2,973	0,003030 **
Tratamento 9	66,297	43,799	1,514	0,130476 <sup>ns</sup>
Tratamento 10	81,297	43,799	1,856	0,063774 * <sup>10</sup>
Manejo (Roc)	0,4563	22,994	0,198	0,842732 <sup>ns</sup>
Local (RO)	69,360	29,751	2,331	0,019964 *

\*\*\* p < 0,001. \*\* p < 0,01. \* p < 0,05. \*<sup>10</sup> p < 0,1. <sup>ns</sup> p ≥ 0,1.

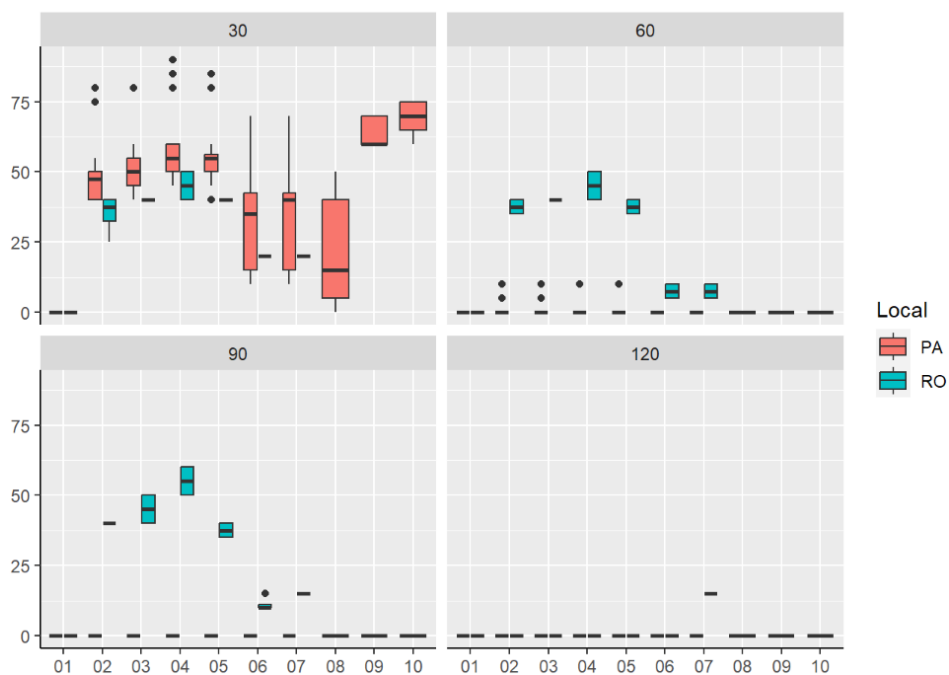
Em relação à época de manejo, observa-se uma leve tendência de maiores eficácias de controle na Época 2 aos 30 dias após aplicação. Ainda, enquanto na Época 3 já não se observaram sintomas visuais de controle a partir dos 60 dias após aplicação, na Época 2, algumas áreas apresentaram ainda injúrias aos 60 e 90 dias após aplicação, sobretudo para os tratamentos com herbicida a base de Imazapir + Imazapic (tratamentos 2, 3, 4 e 5). Apesar de visíveis, os sintomas de intoxicação das plantas nestes tratamentos foram baixos, não sendo o controle considerado satisfatório (máximo 62% em uma área para tratamento 4, realizado com herbicida composto por Imazapir + Imazapic a 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup>) (Figura 17).



**Figura 17. Box Plot referente à eficácia de controle do *Sporobolus indicus* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.**

Quando comparados os locais de condução dos experimentos, observa-se maiores percentuais de controle de *Sporobolus indicus* aos 30 dias após aplicação nos experimentos conduzidos no Pará, porém neste local as plantas daninhas se recuperaram e não apresentaram mais sintomas de injúria significativos a partir dos 60 dias após aplicação, enquanto as áreas conduzidas em Rondônia ainda apresentaram injúrias até os 90 dias após aplicação, sobretudo nos tratamentos a base de Imazapic + Imazapir (Figura 18). Não foram conduzidas áreas para avaliação de eficácia de controle do *Sporobolus indicus* no Mato Grosso.



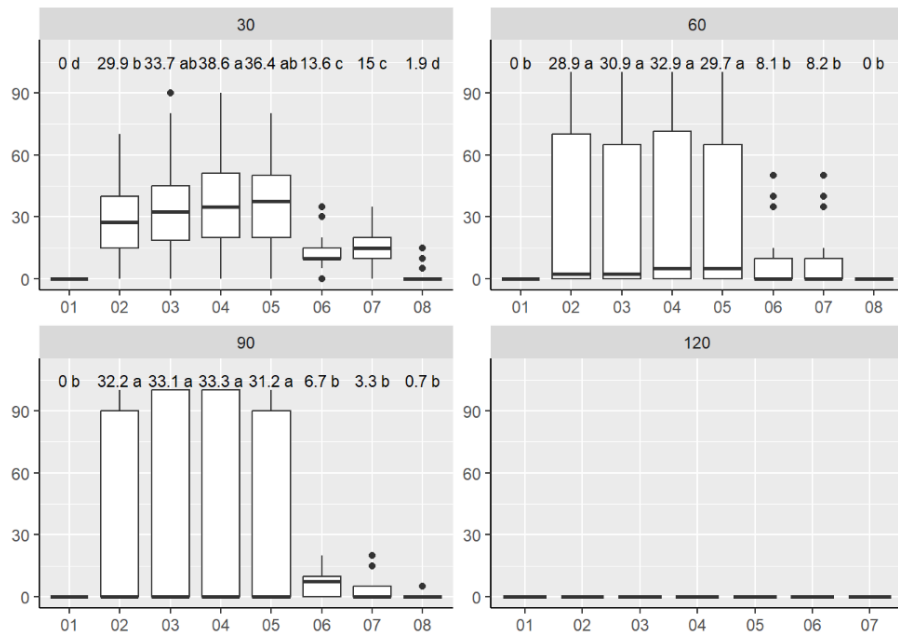


**Figura 18.** Box Plot referente à eficácia de controle do *Sporobolus indicus* utilizando herbicidas a base de Imidazolinonas, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas regiões: Pará (PA) e Rondônia (RO).

#### 4.1.3 Injúrias na forrageira *Urochloa brizantha*

Nos experimentos onde foram avaliados sintomas visuais de injúrias causadas pelos herbicidas nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), independente da época, local ou manejo anterior à aplicação dos tratamentos químicos, observou-se que os maiores danos foram observados já aos 30 dias após aplicação, havendo danos significativamente maiores nas parcelas onde foi aplicado herbicida a base de Imazapic + Imazapir na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> (tratamento 4), não havendo, contudo, diferença estatisticamente significativa dos tratamentos com mesmo herbicida na dose de 350 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> (Tratamento 3) ou 300 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> acrescida de adjuvante (Figura 19).

A partir dos 60 dias após aplicação a dispersão dos dados torna-se muito grande, havendo áreas onde a injúria foi reduzida a 0% (recuperação total das forrageiras) e áreas onde as plantas ainda apresentavam sintomas graves de fitotoxicidade causada pelos herbicidas.



**Figura 19. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), independente da época, local ou manejo anterior à aplicação dos tratamentos químicos, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação.**

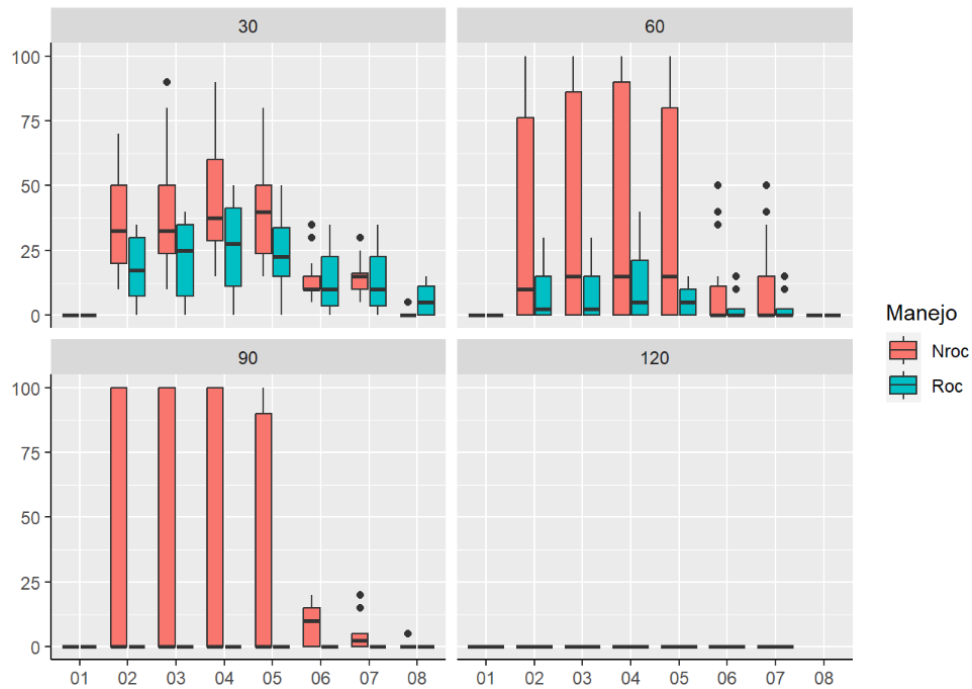
Os resultados da análise multivariada, conduzida por meio de um Modelo Linear Generalizado (GLM), apresentam estimativas dos efeitos das variáveis independentes sobre os sintomas de fitotoxicidade na forrageira *U. brizantha*. Observa-se que, além dos tratamentos químicos em si, as variáveis 'Manejo', 'Época' e 'Local' interferem significativamente no percentual de injúrias apresentadas pela forrageira (Tabela 9).

**Tabela 9. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para fitotoxicidade em *U. brizantha*.**

Variável	Coefficiente	Erro Padrão	Valor t	Valor p
Intercepto	39,865	2,575	15,483	$< 2e^{-16}$ ***
Época 3	-5,729	2,000	-2,865	0,00425 **
Tratamento 3	2,381	2,900	0,821	0,41176 <sup>ns</sup>
Tratamento 4	5,060	2,900	1,745	0,08129 * <sup>10</sup>
Tratamento 5	2,560	2,900	0,883	0,37759 <sup>ns</sup>
Tratamento 6	-19,613	2,900	-6,764	$2,17e^{-11}$ ***
Tratamento 7	-19,762	2,900	-6,815	$1,54e^{-11}$ ***
Tratamento 8	-26,861	3,326	-8,076	$1,73e^{-15}$ ***
Manejo (Roc)	-12,165	2,410	-5,048	$5,22e^{-07}$ ***
Local (PA)	-12,491	2,802	-4,457	$9,15e^{-06}$ ***
Local (RO)	-8,381	2,024	-4,141	$3,72e^{-05}$ ***

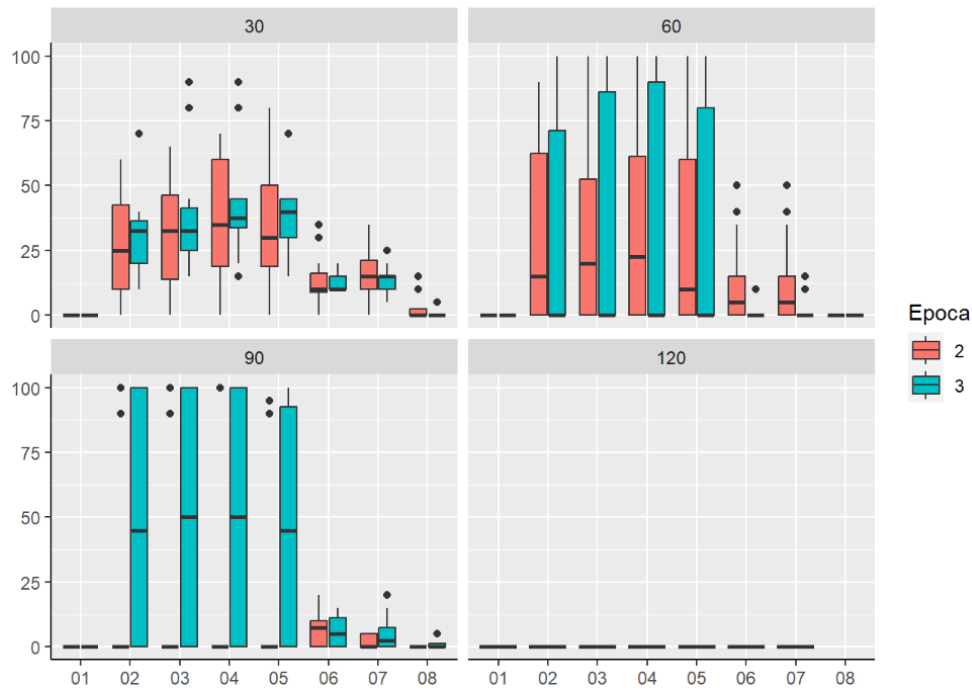
\*\*\* p < 0,001. \*\* p < 0,01. \* p < 0,05. \*<sup>10</sup> p < 0,1. <sup>ns</sup> p ≥ 0,1.

Quando analisados separadamente os dois tipos de manejo adotados, roçagem mecânica anterior à aplicação (Roc) e não roçagem (Nroc), torna-se evidente que a maior dispersão dos dados se encontra nas áreas onde não havia sido realizada roçagem prévia, onde, apesar da recuperação total das plantas na maior parte dos experimentos, observou sintomas de injúria altos e até morte das forrageiras em 3 experimentos (Figura 20). Estes dados evidenciam a influência de diversos fatores na ação herbicida, tais como condições edafoclimáticas, lotação de pastos, tipo de pastejo, entre outros.



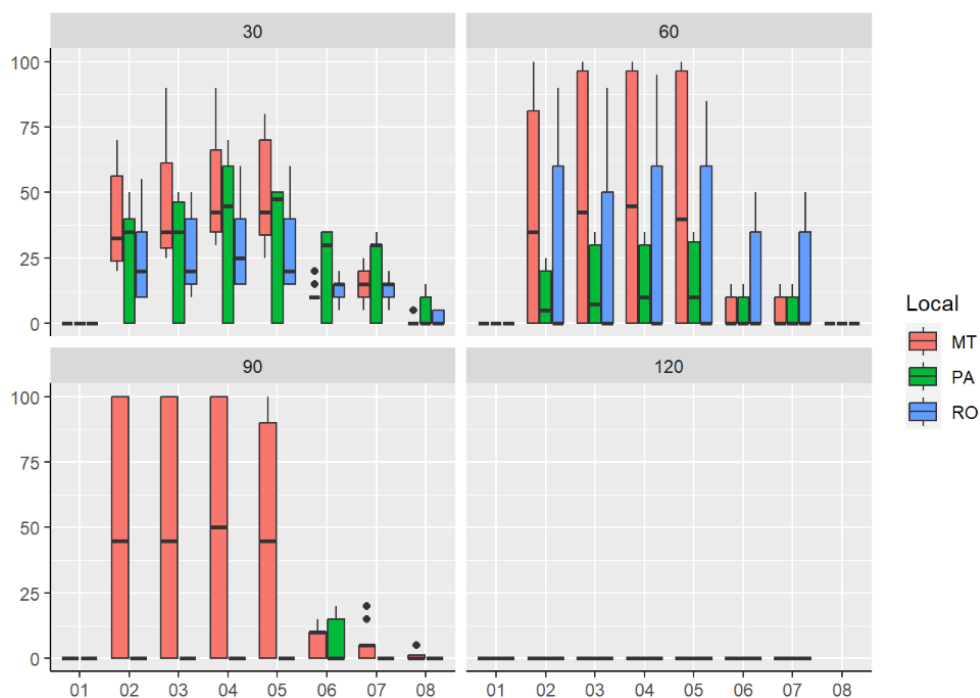
**Figura 20. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo, roçagem mecânica realizada anterior à aplicação (Roc) e áreas sem roçagem prévia (Nroc).**

Ao analisar cada uma das épocas de aplicação separadamente, observa-se uma maior dispersão dos dados na terceira época de aplicação, na qual, mesmo 90 dias após aplicação dos tratamentos químicos, algumas áreas ainda apresentavam sintomas graves de fitotoxicidade causado pelos herbicidas a base de Imidazolinonas (Figura 21).



**Figura 21. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.**

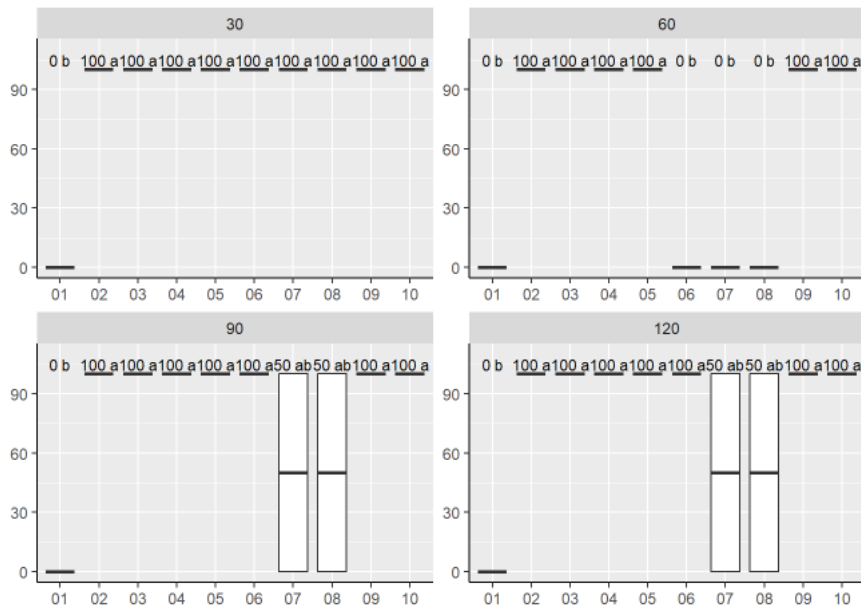
Em relação aos locais de condução, Mato Grosso apresentou maior dispersão de dados aos 60 e 90 dias após aplicação. Enquanto nos experimentos conduzidos em Pará e Rondônia já não foram observados sintomas de fitotoxicidade, no Mato Grosso havia áreas em que a aplicação dos Tratamentos 2, 3, 4 e 5 levaram a morte das plantas (Figura 22).



**Figura 22. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em três regiões: Mato Grosso (MT), Pará (PA) e Rondônia (RO).**

#### 4.1.4 Injúrias na forrageira *Urochloa decumbens*

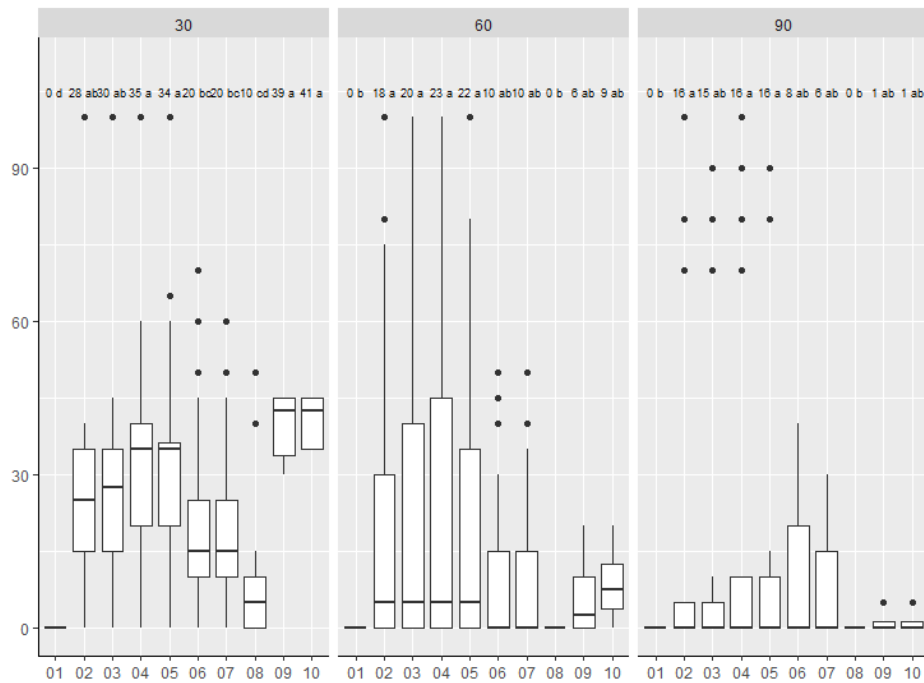
Entre os 43 experimentos conduzidos, em apenas um foi possível avaliar as injúrias causadas pelos herbicidas na forrageira *Urochloa decumbens*. Tratou-se de um experimento conduzido na Época 3, no qual foi realizada roçada anterior a aplicação, no estado do Pará. Neste experimento observou-se que todos os tratamentos químicos causaram injúrias extremamente altas na forrageira, levando inclusive a morte (100% de injúria). Apenas os tratamentos 07 e 08 apresentaram uma maior dispersão de dados, o que pode evidenciar problemas durante a instalação do experimento, uma vez que dentro do mesmo tratamento foram observadas plantas sem sintomas (0%) e plantas mortas (100%).



**Figura 23. Box Plot referente a injúrias causadas pelos herbicidas na forrageira *Urochloa decumbens*, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação.**

#### 4.1.5 Injúrias na forrageira *Panicum maximum*

Para a forrageira *Panicum maximum*, os sintomas de fitotoxicidade após a aplicação de todos os tratamentos foram menores em relação às outras espécies. Os sintomas visuais foram mais visíveis aos 30 dias após aplicação (30 DAA), quando os tratamentos 9 e 10 apresentaram o maior percentual (39 e 41%, respectivamente), porém não diferiram das injúrias causadas pela aplicação dos tratamentos a base de Imazapir + Imazapic (tratamentos 2, 3, 4 e 5). Aos 120 dias após aplicação nenhuma das áreas apresentou sintomas de injúrias.



**Figura 24, Box Plot referente a injúrias causadas pelos herbicidas na forrageira *Panicum maximum*, aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação.**

Por meio da análise multivariada utilizando o Modelo Linear Generalizado (GLM), investigou-se também para esta espécie a influência das variáveis independentes nos efeitos causados pelos herbicidas na forrageira *Panicum maximum*. Além dos tratamentos químicos, a variável 'Local' seguida pela 'Época' demonstraram uma influência significativa na fitotoxicidade apresentada pelo *P. maximum*, indicando uma relação com os efeitos observados. Neste caso, o manejo adotado também teve um efeito, embora em menor magnitude (Tabela 10).

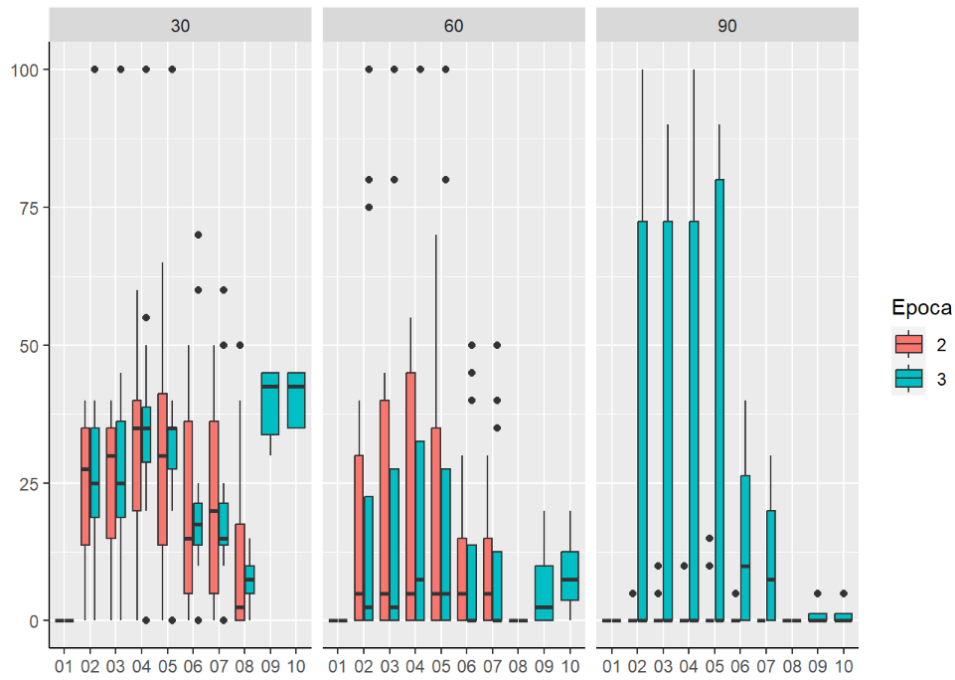


**Tabela 10. Resultados da Análise Multivariada por Modelo Linear (GLM) para fitotoxicidade em *P. maximum*.**

Variável	Coefficiente	Erro Padrão	Valor t	Valor p
Intercepto	481,248	20,005	24,056	$< 2e^{-16}$ ***
Epoca 3	39,487	11,618	3,399	0,000699 ***
Tratamento 3	0,7927	20,921	0,379	0,704833
Tratamento 4	43,598	20,921	2,084	0,037380 *
Tratamento 5	33,841	20,921	1,618	0,106016
Tratamento 6	-79,878	20,921	-3,818	0,000141 ***
Tratamento 7	-90,549	20,921	-4,328	$1,63e^{-05}$ ***
Tratamento 8	-173,789	22,989	-7,560	$8,05e^{-14}$ ***
Tratamento 9	0,7266	32,025	0,227	0,820549
Tratamento 10	21,850	32,025	0,682	0,495209
Manejo (Roc)	-30,417	12,229	-2,487	0,013008 *
Local (PA)	-358,625	15,701	-22,841	$< 2e^{-16}$ ***
Local (RO)	-349,210	19,554	-17,859	$< 2e^{-16}$ ***

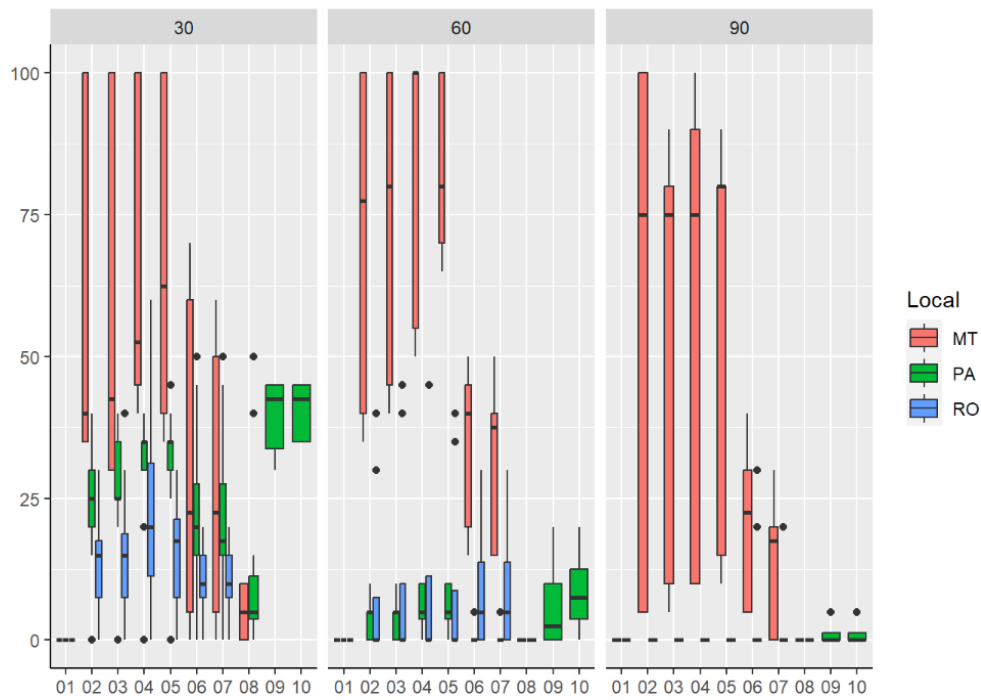
\*\*\*  $p < 0,001$ . \*\*  $p < 0,01$ . \*  $p < 0,05$ . \*<sup>10</sup>  $p < 0,1$ . ns  $p \geq 0,1$ .

Observando os dados de fora separada entre as épocas de aplicação, observamos que na Época 2, os sintomas visuais de fitotoxicidade já não foram observados aos 90 dias após aplicação, contudo na Época 3 ainda havia grande dispersão nos dados, indicando que parte das áreas ainda apresentava sintomas significativos, enquanto outras já estavam totalmente recuperadas (sem injúrias visíveis) (Figura 25).



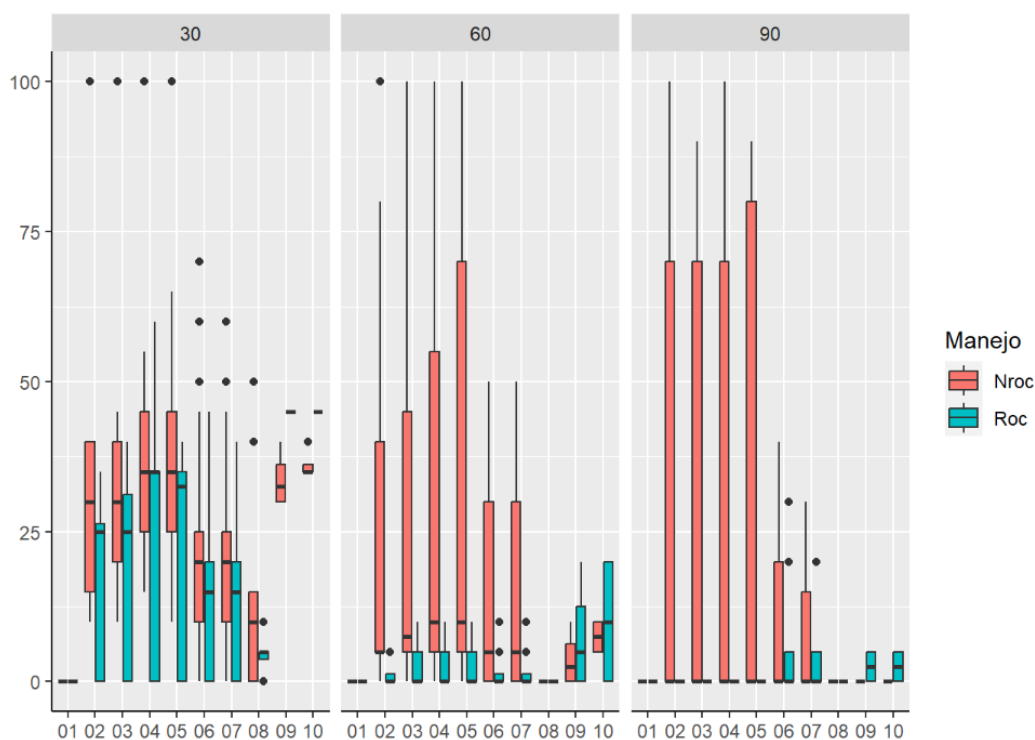
**Figura 25. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Panicum maximum*, aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.**

Quanto aos locais de condução dos experimentos, observa-se que o Mato Grosso apresentou as maiores dispersões nos dados, enquanto Pará e Rondônia já não observaram injurias aos 90 dias após aplicação, alguns experimentos no Mato Grosso ainda apresentavam sintomas ao redor de 75% para os tratamentos 2, 3 e 4 (Figura 26).



**Figura 26. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Panicum maximum*, aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em três regiões: (i) norte do Mato Grosso (região do município de Alta Floresta), (ii) Pará (região de Marabá), e (iii) Rondônia (região de Ji-Paraná).**

Em relação ao tipo de manejo adotado, observa-se que as áreas onde foi realizada roçagem anterior à aplicação apresentaram menores injúrias causadas pelos herbicidas e nas áreas sem roçagem anterior observou-se também maior dispersão de dados (Figura 27).



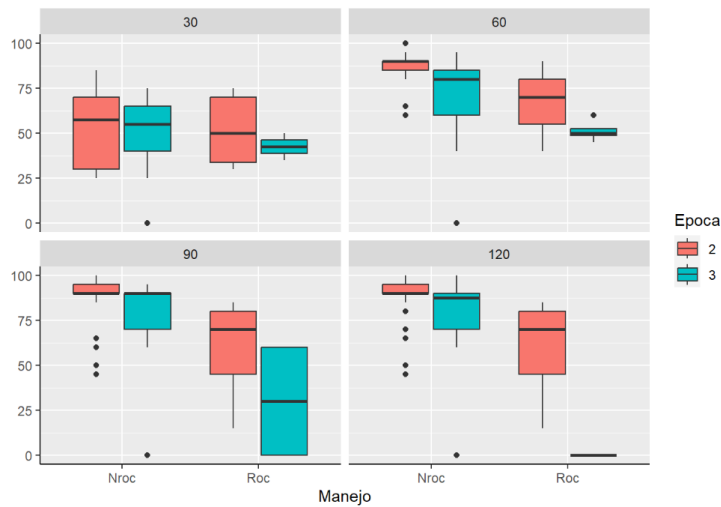
**Figura 27. Box Plot referente a sintomas visuais de injúrias causadas pela utilização de herbicidas a base de Imidazolinonas nas forrageiras da espécie *Panicum maximum*, aos 30, 60 e 90 dias após a aplicação, em áreas com dois tipos de manejo, roçagem mecânica realizada anterior à aplicação (Roc) e áreas sem roçagem prévia (Nroc).**

#### 4.1.6 Análises específicas (tratamento 4)

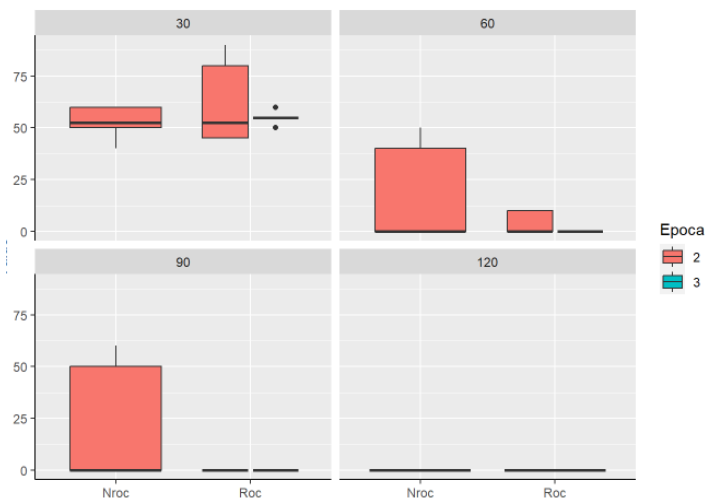
A partir dos dados discutidos até aqui, sobretudo avaliação sobre a importância de cada variável no modelo e considerando que a recomendação agrônômica para controle em pós-emergência de *Paspalum virgatum* coincide com o melhor tratamento observado nos experimentos a campo (herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha<sup>-1</sup>), optou-se por proceder com a análise detalhada do tratamento correspondente (tratamento 4) para cada uma das espécies (Figuras 28, 29, 30 e 31).

Nestas análises observa-se que: (i) maiores eficácias de controle de *Paspalum virgatum* são atingidas a partir dos 60 dias após aplicação, independente da época e tipo de manejo, (ii) melhores resultados de eficácia de controle para *P. virgatum* foram obtidos na Época 2, sem roçagem, (iii) a eficácia de controle de *Sporobolus indicus* foi muito baixa, independente do manejo e época de condução do ensaio, (iv) as forrageiras *U. brizantha* e *P. maximum* foram mais tolerantes ao herbicida quando os tratamentos químicos foram aplicados após roçagem mecânica, (v) entre todas as espécies avaliadas, *Panicum maximum* mostrou-se a mais tolerante aos herbicidas do grupo das Imidazolinonas, e (vi) ensaios conduzidos no final do período

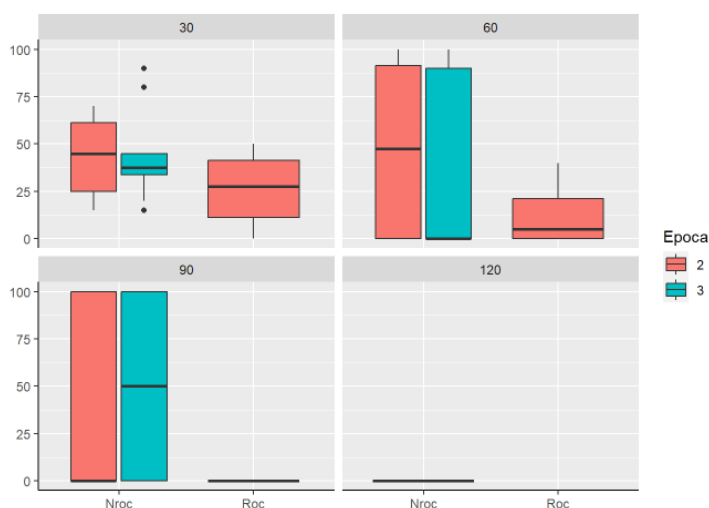
chuvoso (Época 3) apresentaram menor eficácia de controle de *Paspalum virgatum* e menor seletividade para *U. brizantha* e *P. maximum*.



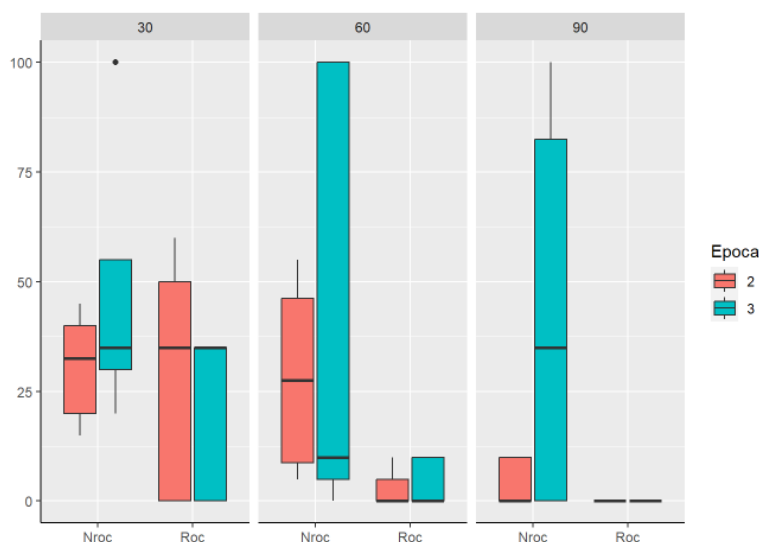
**Figura 28.** Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha<sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie *Paspalum virgatum* (PASVI), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.



**Figura 29.** Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha<sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie *Sporobolus indicus* (SPZIN), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.



**Figura 30.** Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha<sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie *Urochloa brizantha* (BRABR), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.



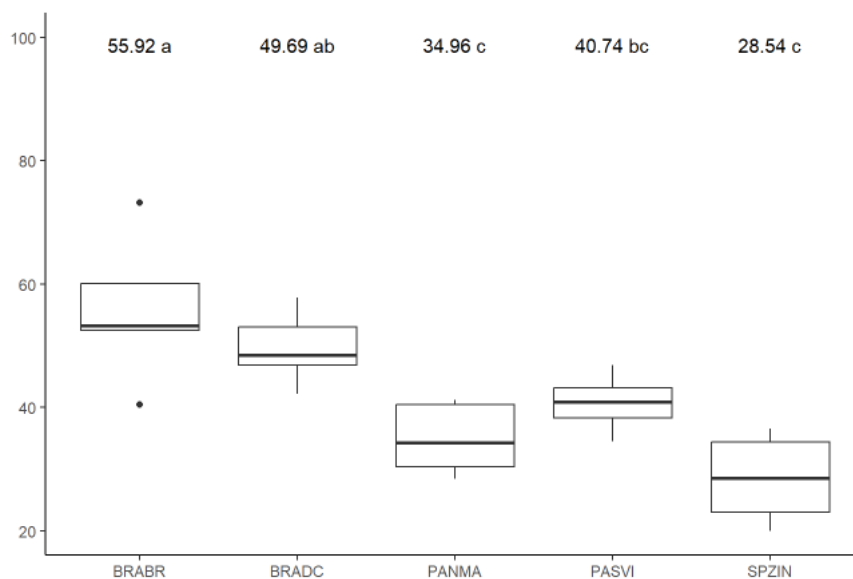
**Figura 31.** Box Plot referente a eficácia de controle pela utilização do herbicida a base de Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c] ha<sup>-1</sup> nas forrageiras da espécie *Panicum maximum* (PANMA), aos 30, 60, 90 e 120 dias após a aplicação, em duas épocas: época 2 e época 3.

#### 4.2 Etapa II: absorção e deposição

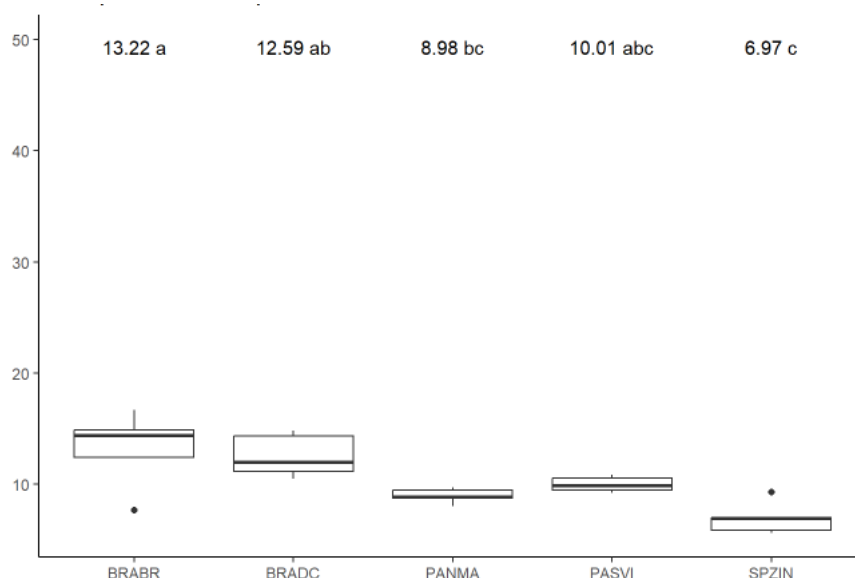
A fim de caracterizar os a absorção e deposição dos ingredientes ativos presentes no herbicida a base de Imazapir e Imazapic na dose de 400 g ha<sup>-1</sup> nas diferentes espécies de plantas daninhas e forrageiras mencionadas na etapa anterior, analisou-se de forma separada os teores externos de cada molécula, em cada espécie as 0 e 24 horas após aplicação, além do teor interno nos mesmos momentos. Com base nestes dados, calculou-se os teores depositados de cada

ingrediente (teores internos + externos), bem como a porcentagem de absorção, comumente descrita como *uptake* (percentual do produto depositado que foi absorvido por cada espécie).

Quanto ao teor externo de Imazapir zero horas após a aplicação (0 HAA), a espécie *Urochloa brizantha* (BRABR) diferenciou-se significativamente das duas espécies de plantas daninhas (*S. indicus* e *P. virgatum*) e da forrageira *P. maximum*, com um teor quantificado após a lavagem de 55,92  $\mu\text{g g}^{-1}$  [MS] para Imazapir. Já para Imazapic zero horas após a aplicação (0 HAA), a espécie *Urochloa brizantha* (BRABR) também se diferenciou significativamente de *S. indicus* e *P. maximum*, porém não de *P. virgatum* e apresentou teor quantificado após a lavagem de 13,22  $\mu\text{g g}^{-1}$  [MS] (Figuras 32 e 33).



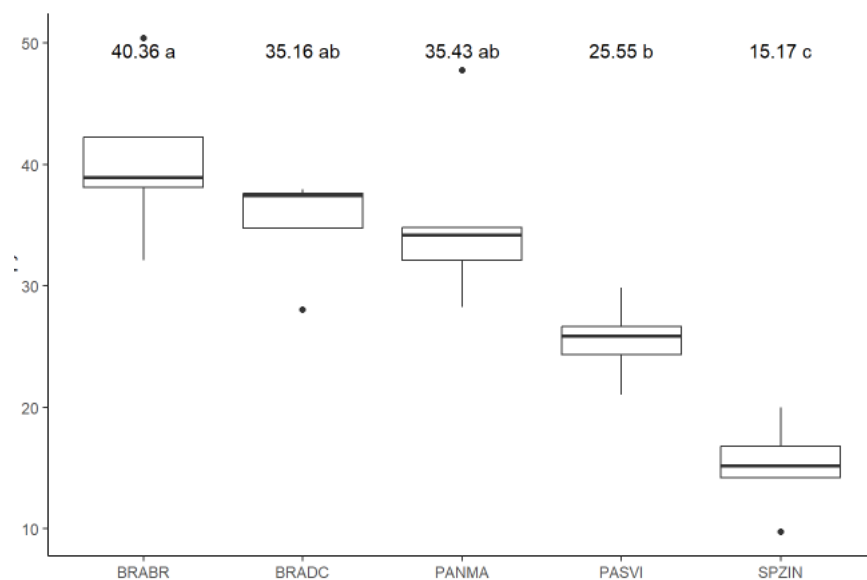
**Figura 32. Teor externo de Imazapir zero horas após a aplicação (0 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).**



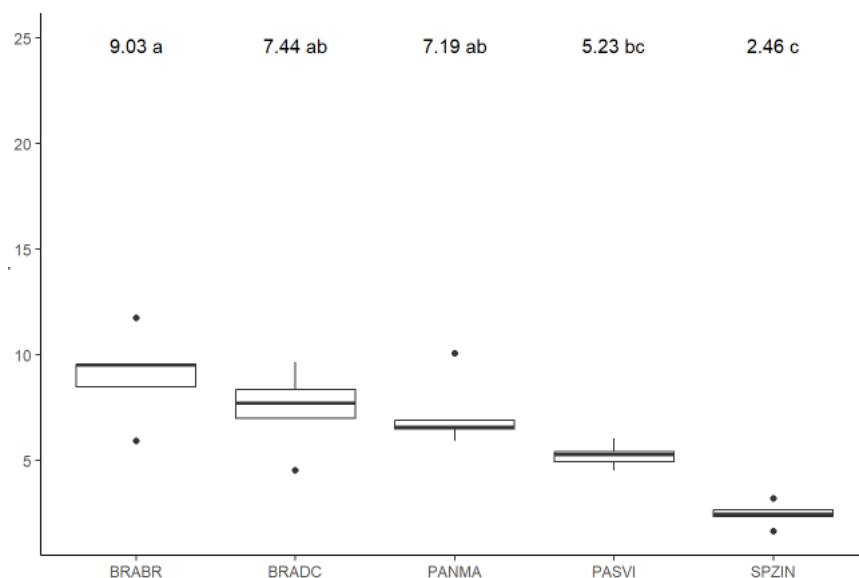
**Figura 33.** Teor externo de Imazapic zero horas após a aplicação (0 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

Quando analisados os dados de teor interno após lavagem de cada um dos ingredientes ativos 24 horas após aplicação (24 HAA), nota-se que o maior valor de Imazapir é apresentado por *U. brizantha* ( $40,36 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]) que não se diferencia estatisticamente das demais espécies forrageiras (*U. decumbens* e *P. maximum*), mas é estatisticamente superior aos valores de *P. virgatum* e *S. indicus*. Seguindo a mesma tendência dos teores internos de Imazapir, o ingrediente ativo Imazapic apresentou maior teor interno em *U. brizantha* ( $9,03 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]), sendo estatisticamente diferente de ambas as espécies de plantas daninhas (*P. virgatum* e *S. indicus*). Para ambos os ingredientes ativos, a espécie que apresentou menores teores internos foi o *Sporobolus indicus*, com  $15,17$  e  $2,46$   $40,36 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS] de Imazapir e Imazapic, respectivamente (Figuras 34 e 35).





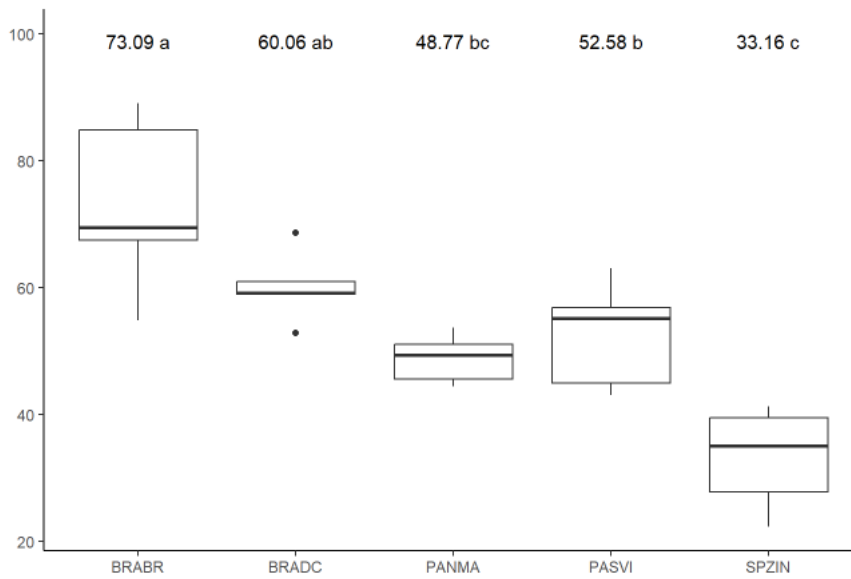
**Figura 34.** Teor interno (absorvido) de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).



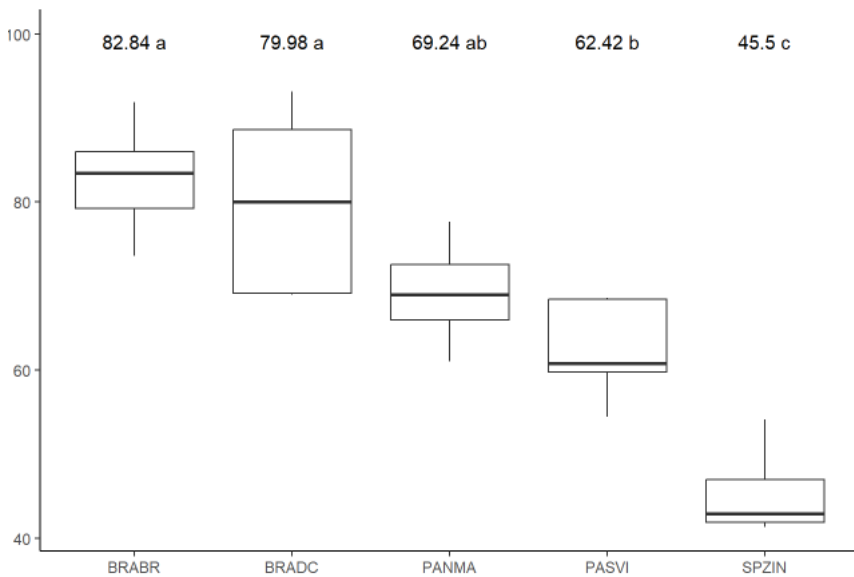
**Figura 35.** Teor interno (absorvido) de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

Ao calcular os dados de deposição para Imazapir 0 horas após aplicação observamos o maior valor médio para *U. brizantha* e o menor para *S. indicus* (73,09 e 33,16  $\mu\text{g g}^{-1}$  [MS], respectivamente). O valor obtido para a forrageira não se diferencia apenas de *U. decumbens*, porém apresenta diferença significativa para as demais espécies, enquanto o teor de Imazapir depositado em *S. indicus* somente não difere do teor em *P. maximum*. Já as 24 horas após aplicação, *U. brizantha* ainda apresenta o maior valor médio de depósito (82,84  $\mu\text{g g}^{-1}$  [MS]),

porém assemelha-se as outras duas espécies de forrageiras estudadas *U. decumbens* e *P. maximum*, diferindo apenas das plantas daninhas (Figuras 36 e 37).



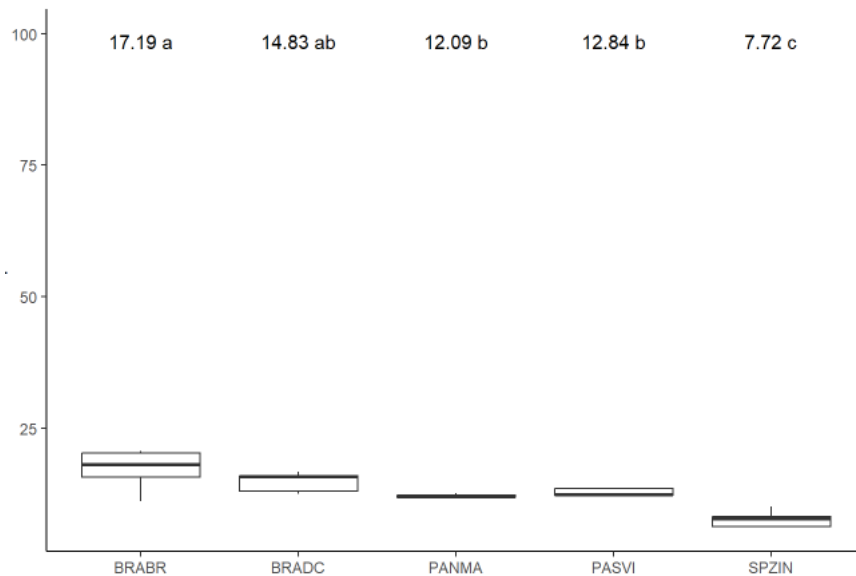
**Figura 36.** Depósito de Imazapir 0 horas após a aplicação (0 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).



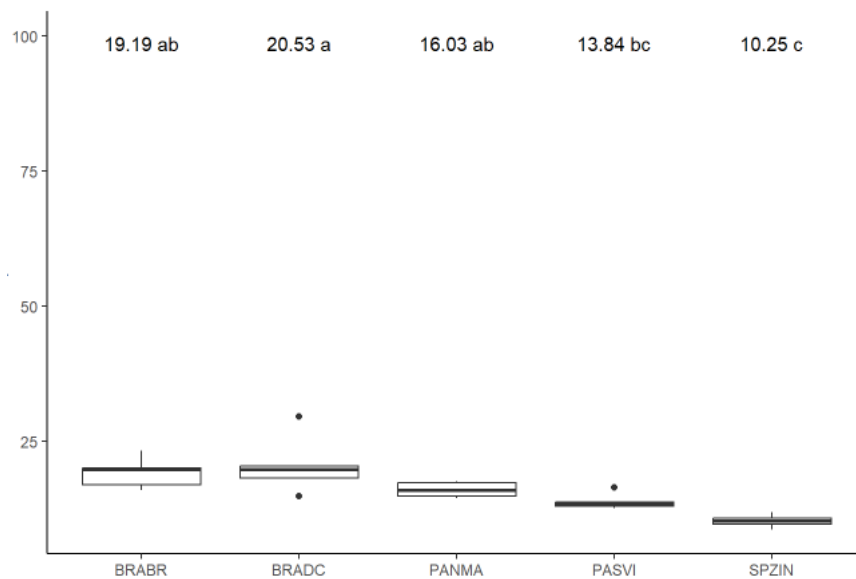
**Figura 37.** Depósito de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

Para Imazapic o maior valor médio de depósito as 0 horas também foi encontrado em *U. brizantha* ( $17,19 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]) e, o menor, em *S. indicus* ( $7,72 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]) (Figura 38). Já as 24 horas após aplicação o maior teor de Imazapic foi encontrado depositado em *U. decumbens* ( $20,53 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]), não havendo, contudo, diferença significativa entre as plantas

forrageiras, apenas diferindo-se das duas espécies de daninhas. Novamente o menor valor médio foi apresentado por *Sporobolus indicus* ( $10,25 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]), sendo semelhante ao de *Paspalum virgatum* ( $13,84 \mu\text{g g}^{-1}$  [MS]) (Figura 38).



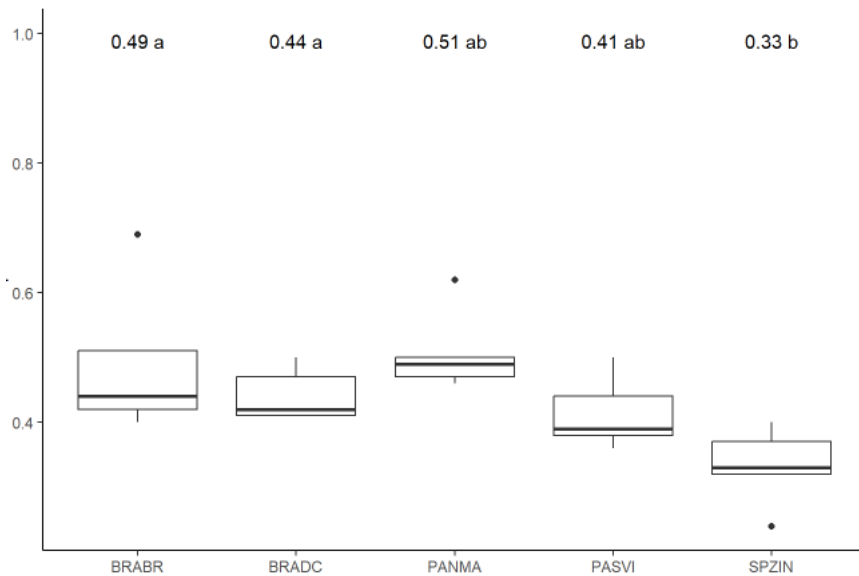
**Figura 38.** Depósito de Imazapic 0 horas após a aplicação (0 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).



**Figura 39.** Depósito de Imazapic 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

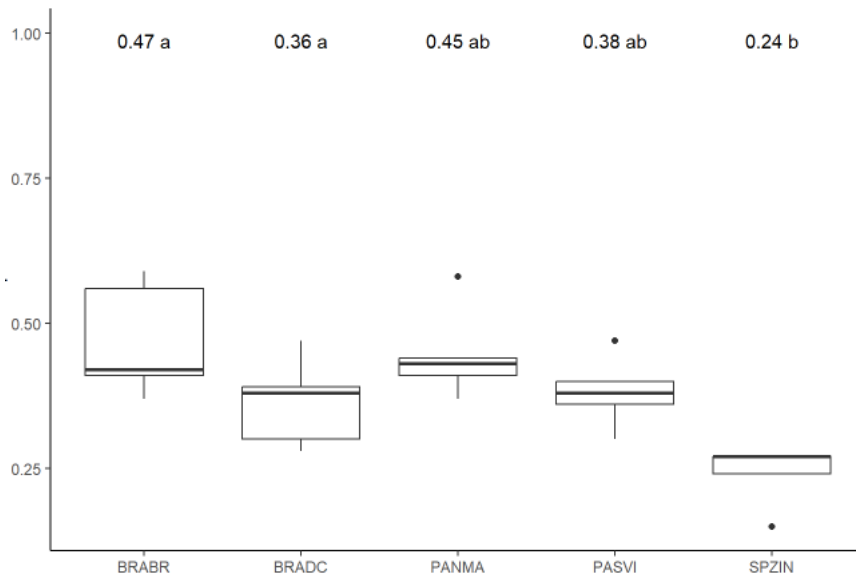
Quando analisada a absorção relativa ao depósito em cada espécie, o maior valor médio as 24 horas após aplicação é observado em *Panicum maximum* (51,17%). Entretanto este valor

somente difere significativamente apenas da absorção relativa de *Sporobolus indicus* (33,34%) (Figura 40).



**Figura 40.** Absorção (*uptake*) de Imazapir 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

No caso do Imazapic, o maior valor de absorção relativa ao depósito às 24 horas após aplicação foi encontrado para *U. brizantha* (47,07%) e o menor, novamente, para *Sporobolus indicus* (24,03%). Estes valores diferem-se significativamente entre si, mas a absorção relativa de *U. brizantha* não se diferencia das demais espécies estudadas, enquanto *S. indicus* difere apenas de *U. decumbens*, além de *U. brizantha* (Figura 41).



**Figura 41.** Absorção (*uptake*) de Imazapic 24 horas após a aplicação (24 HAA) em *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

### 4.3 Etapa III: caracterização fisiológica

Nesta etapa do trabalho foram avaliados aspectos relacionados a fotossíntese de cada uma das forrageiras (*U. brizantha*, *U. decumbens* e *P. maximum*) e plantas daninhas (*P. virgatum* e *S. indicus*) e determinados parâmetros ligados à metabolização dos herbicidas e ao estresse oxidativo.

#### 4.3.1 Metabolização do herbicida e estresse oxidativo

A seguir apresentam-se os dados detalhados sobre os parâmetros relacionados ao metabolismo vegetal, envolvendo atividades das enzimas glutationa-S-transferase (GST), superóxido dismutase (SOD), peroxidase (POD) e catalase (CAT), bem como indicadores da ocorrência de estresse nas plantas, como peroxidação lipídica, conteúdo de  $H_2O_2$ , prolina e teor de proteína.

Os resultados serão descritos primeiramente dentro de cada espécie e na sequência são apresentados os valores relativos à testemunha, a fim de possibilitar o comparativo entre as espécies. As análises de variância (ANOVA) para os dados de cada espécie encontra-se disponível nos Apêndices A, B, C, D e E ao final da deste trabalho.

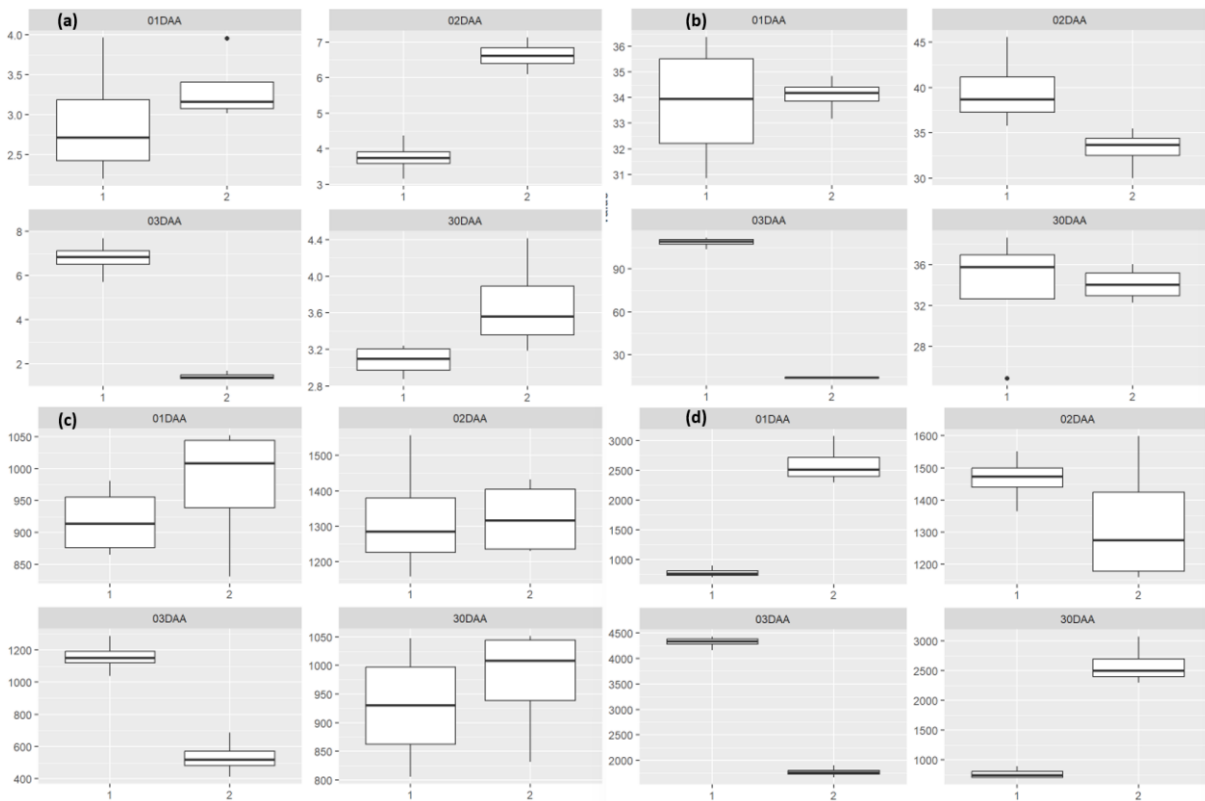
##### 4.3.1.1 *Urochloa brizantha* (BRABR)

A atividade da enzima glutationa-S-transferase em *U. brizantha* foi significativamente maior 2 dias após a aplicação do tratamento químico, em comparação à testemunha (não

tratada) (Figura 42). Aos 1 e 30 dias após a aplicação, a atividade também foi superior nas plantas tratadas quimicamente, contudo sem significância estatística. Já aos 3 dias após aplicação, a atividade da GST foi significativamente maior na testemunha.

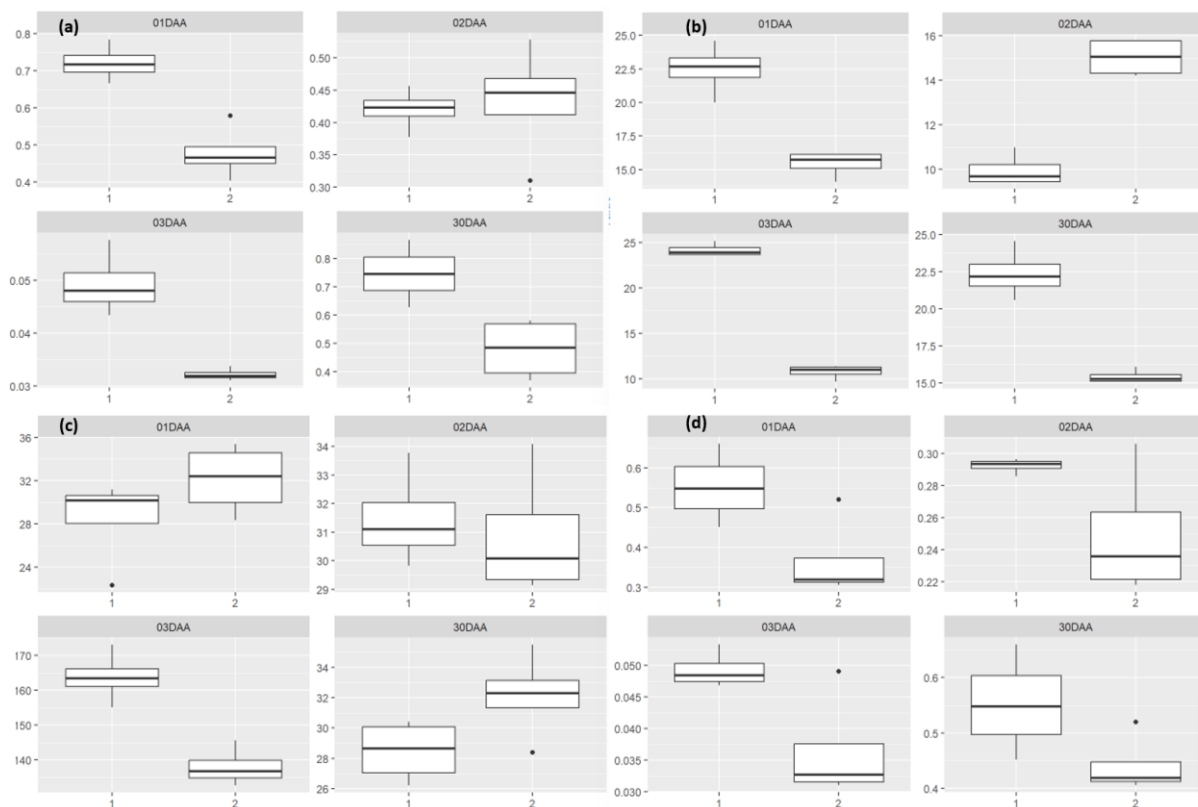
A atividade da enzima peroxidase foi diferenciada entre as plantas tratadas e não tratadas apenas aos 3 dias após a aplicação, quando se mostrou inferior nas plantas tratadas. Nos demais períodos avaliados, não houve diferença significativa, mas a atividade da POD foi menor nas plantas tratadas com herbicida também aos 2 e 30 DAA (Figura 42). Logo no primeiro dia após aplicação as plantas tratadas com herbicida mostraram uma tendência de maior atividade, mas as determinações laboratoriais não foram suficientes para esboçar significância estatística.

Em relação à superóxido dismutase (SOD), também só se observou diferença estatisticamente significativa aos 3 dias após a aplicação, quando a testemunha apresentou maior atividade da SOD em comparação ao tratamento químico. Nos demais dias as plantas tratadas com Imidazolinonas apresentaram valores mais altos de atividade da SOD, porém estes valores não apresentaram significância estatística. No caso da enzima Catalase, as plantas que foram tratadas quimicamente com herbicida tiveram um aumento significativo em sua atividade em relação à testemunha aos 1 e 30 dias após aplicação e uma redução significativa aos 3 dias (Figura 42).



**Figura 42. Atividades das enzimas (a) glutationa-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em *Urochloa brizantha* (BRABR).**

Já o teor de proteína em *U. brizantha* foi significativamente menor nas plantas tratadas em comparação à testemunha aos 3 e 30 dias após aplicação, superior após 1 e 2 dias após aplicação, sem que houvesse, contudo, significância estatística. No caso da peroxidação lipídica (PL) as diferenças foram estatisticamente significativas em todos os momentos avaliados. As plantas tratadas mostraram valores de peroxidação lipídica inferiores à testemunha aos 1, 3 e 30 dias após aplicação, enquanto aos 2 dias após a aplicação foram superiores. O conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) foi maior nas plantas tratadas aos 1 e 30 dias após a aplicação e menor aos 2 e 3 dias após a aplicação, porém apenas aos 3 dias após a aplicação a diferença entre eles pôde ser considerada significativa (Figura 42). O teor de prolina foi inferior nas plantas tratadas com o herbicida em todos os momentos avaliados, porém os resultados apenas apresentaram significância estatística aos 1 e 3 dias após a aplicação (Figura 42).



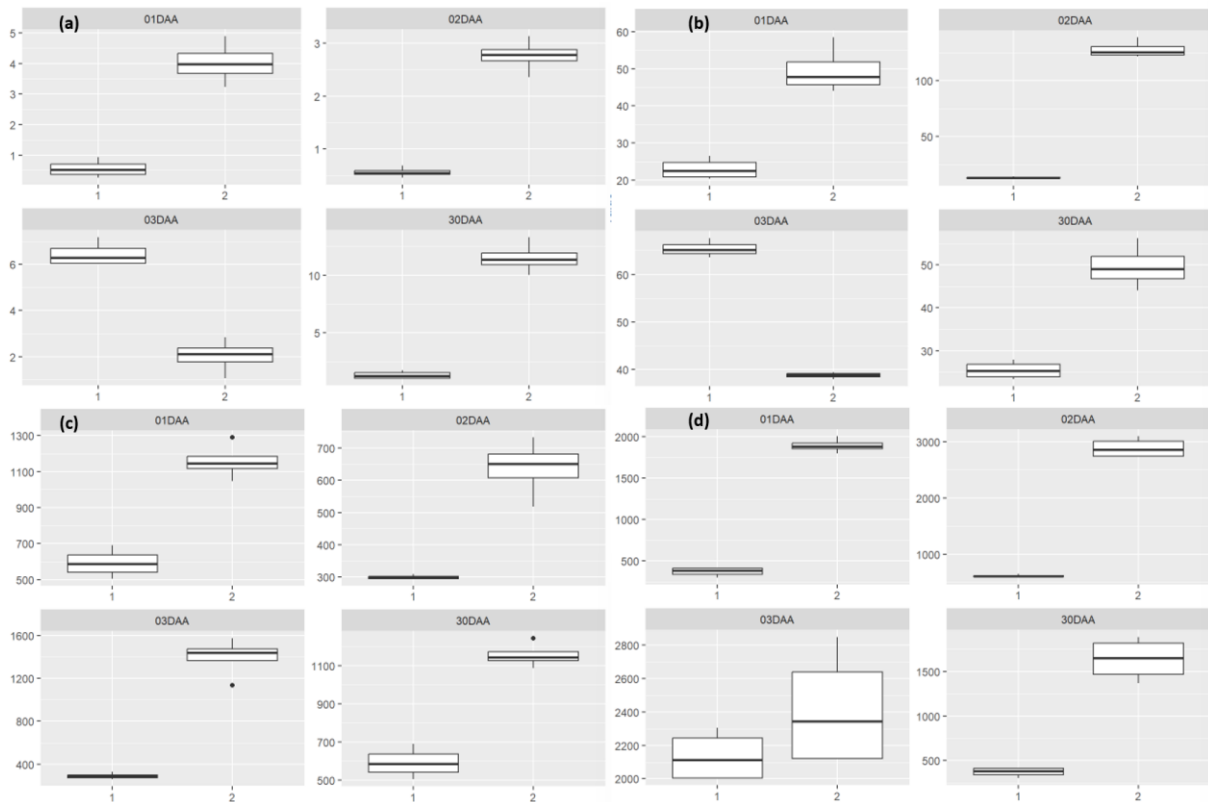
**Figura 43. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e (d) teor de prolina em *Urochloa brizantha* (BRABR).**

#### 4.3.1.2 *Urochloa decumbens* (BRADC)

A comparação da atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST) entre plantas de *U. decumbens* tratadas e não tratadas com herbicida apresentou significância estatística em todos os momentos avaliados. As plantas tratadas mostraram um aumento na atividade aos 1, 2 e 30 dias após a aplicação e inferior apenas aos 3 dias após a aplicação.

A atividade da enzima peroxidase (POD) também apresentou diferenças significativas entre os tratamentos em todos os momentos. Foi superior nas plantas tratadas com herbicida aos 1, 2 e 30 dias após a aplicação e inferior aos 2 dias após a aplicação. Já a enzima superóxido dismutase (SOD) apresentou atividade significativamente superior nas plantas tratadas em todos os períodos avaliados neste trabalho. Do mesmo modo, a enzima catalase também apresentou atividade superior nas plantas tratadas em todos os períodos avaliados, sendo que a diferença somente não foi significativa aos 3 dias após aplicação.

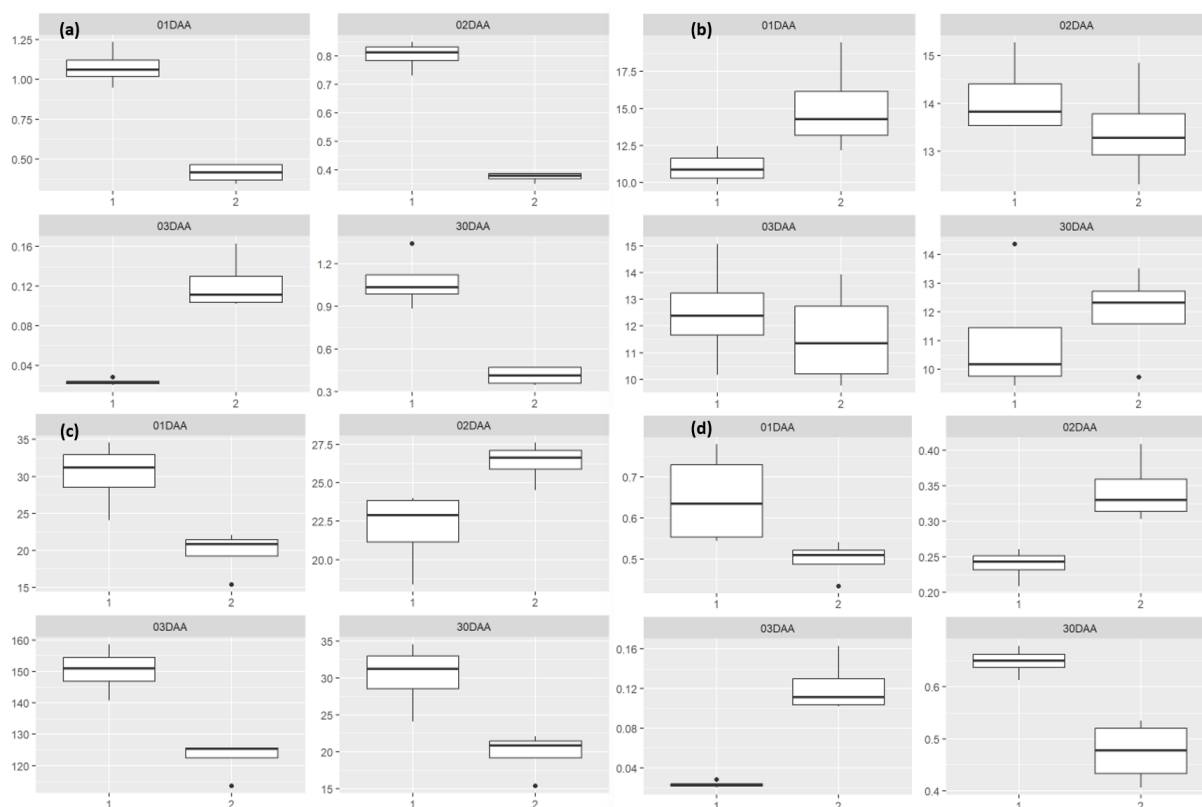




**Figura 44. Atividades das enzimas (a) glutathiona-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em *Urochloa decumbens* (BRADC).**

A comparação entre o teor de proteína também apresentou significância em todos os momentos avaliados, sendo inferior nas plantas tratadas aos 1, 2 e 30 dias após a aplicação em comparação à testemunha e superior aos 3 dias após a aplicação. Por outro lado, a comparação entre a peroxidação lipídica (PL) entre as plantas tratadas e não tratadas não apresentou significância. Aos 1 e 30 dias após aplicação as plantas tratadas apresentaram maior peroxidação lipídica que a testemunha, enquanto aos 2 e 3 dias após a aplicação os valores foram inferiores nas plantas tratadas em relação às não tratadas.

O conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) foi inferior nas plantas tratadas aos 1, 3 e 30 dias após a aplicação quando comparado com as testemunhas sem aplicação. Por outro lado, foi superior aos 2 dias após a aplicação e observou-se significância estatística em todos os períodos avaliados. O teor de prolina foi inferior nas plantas tratadas com o herbicida aos 1 e 30 dias após a aplicação e superior aos 2 e 3 dias após a aplicação, quando comparado ao teor presente nas testemunhas sem aplicação. Todos os resultados apresentaram significância estatística para esta variável (Figura 45).

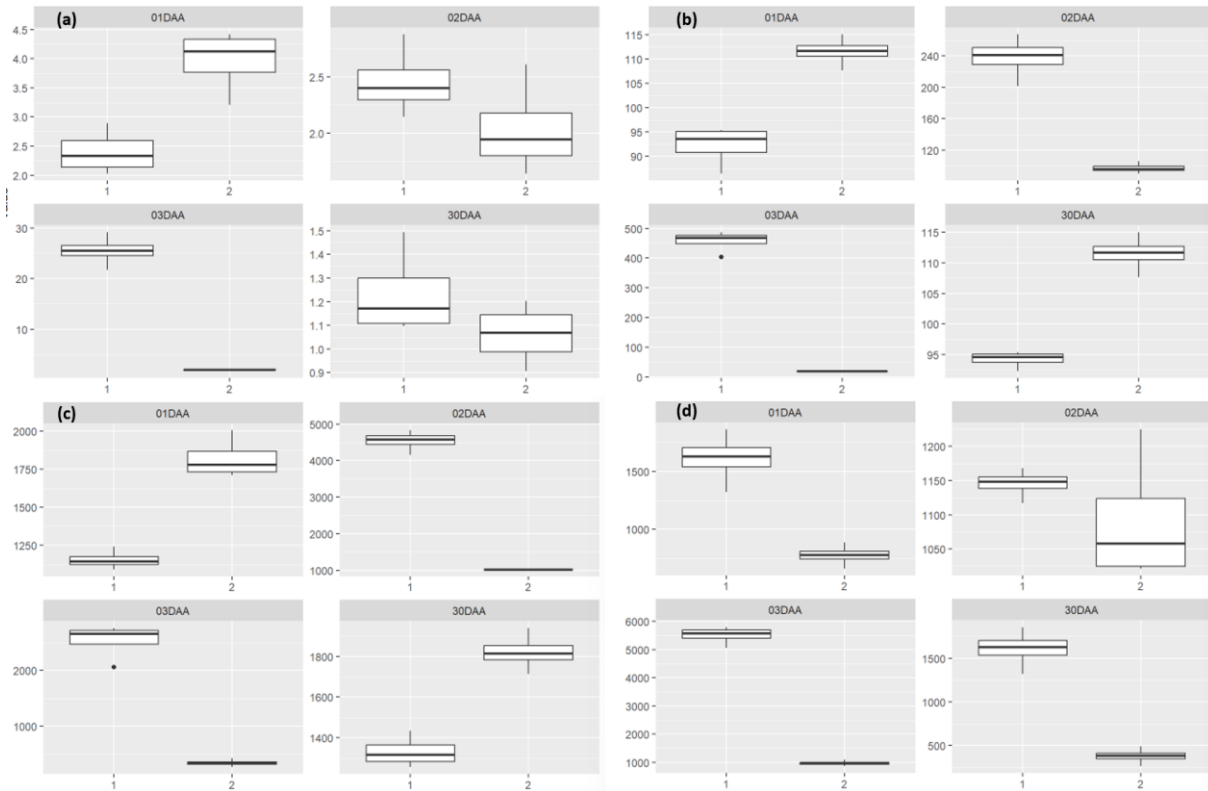


**Figura 45. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e (d) teor de prolina em *Urochloa decumbens* (BRADC).**

#### 4.3.1.3 *Panicum maximum* (PANMA)

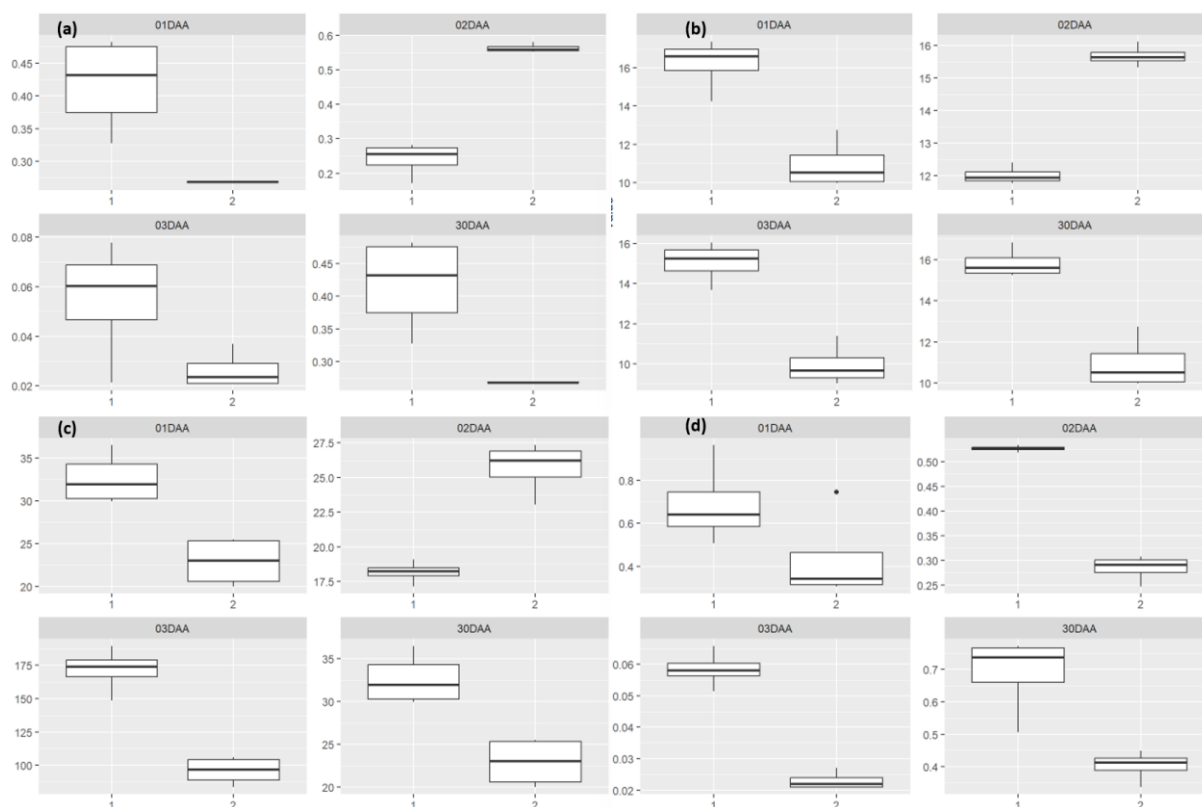
A atividade da GST no *Panicum maximum* foi estatisticamente superior nas plantas tratadas em relação à testemunha apenas nas primeiras 24 horas após aplicação (1 DAA), nos demais momentos avaliados foi inferior nas plantas tratadas, porém os resultados foram significativos apenas aos 3 dias após a aplicação.

A atividade das enzimas peroxidase (POD) e superóxido dismutase (SOD) foi significativamente superior nas plantas de *P. maximum* tratadas com herbicida aos 1 e 30 dias após a aplicação e inferior aos 2 e 3 dias após aplicação. Por outro lado, a catalase apresentou atividade inferior em todos os momentos avaliados, quando comparadas as plantas tratadas com herbicida com as testemunhas sem aplicação.



**Figura 46. Atividades das enzimas (a) glutatona-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em *Panicum maximum* (PANMA).**

O teor de proteína por sua vez foi inferior nas plantas que receberam tratamento herbicida aos 1, 3 (sem significância) e 30 dias após a aplicação e superior aos 2 dias após a aplicação. A peroxidação lipídica (PL) e a prolina foram estatisticamente inferiores nas plantas tratadas com herbicida, quando comparadas com as plantas sem aplicação em todos os momentos avaliados. O conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) também foi inferior nos períodos avaliados, exceto aos 2 dias após a aplicação, quando apresentou valores superiores ao das plantas não tratadas.

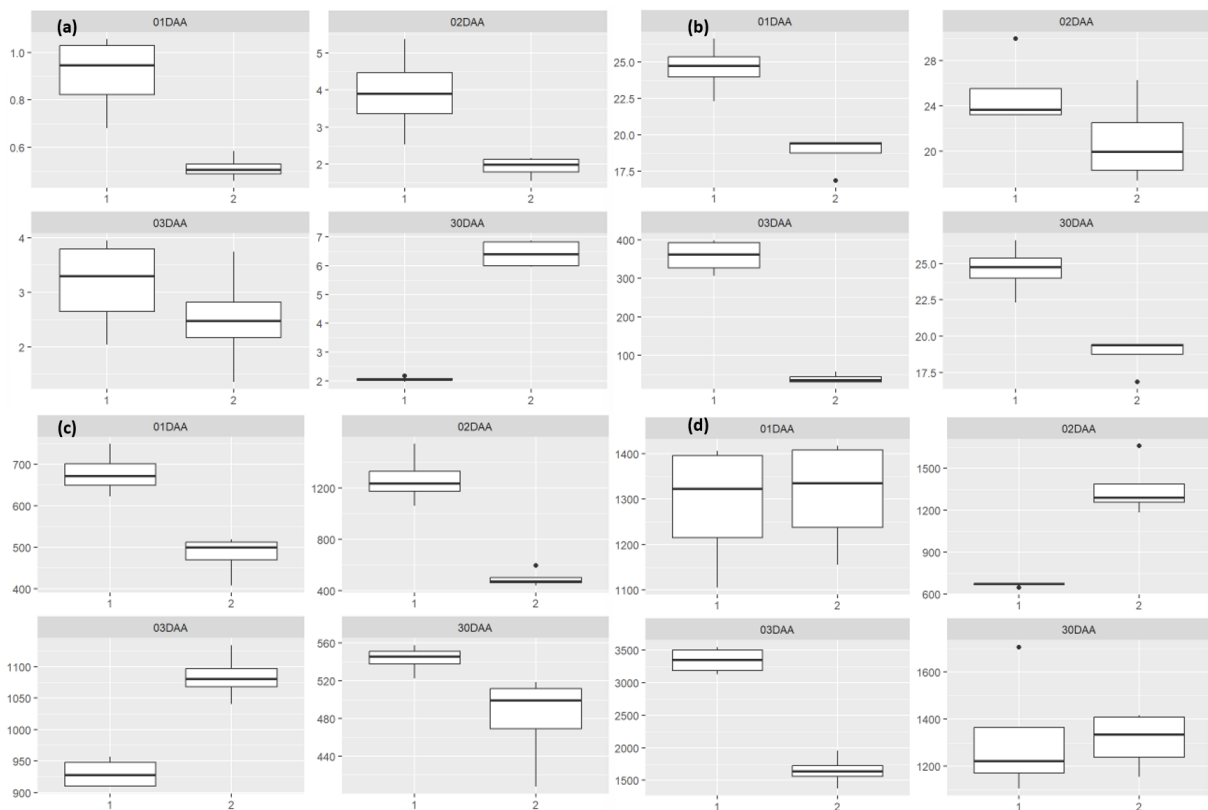


**Figura 47. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e (d) teor de prolina em *Panicum maximum* (PANMA).**

#### 4.3.1.4 *Paspalum virgatum* (PASVI)

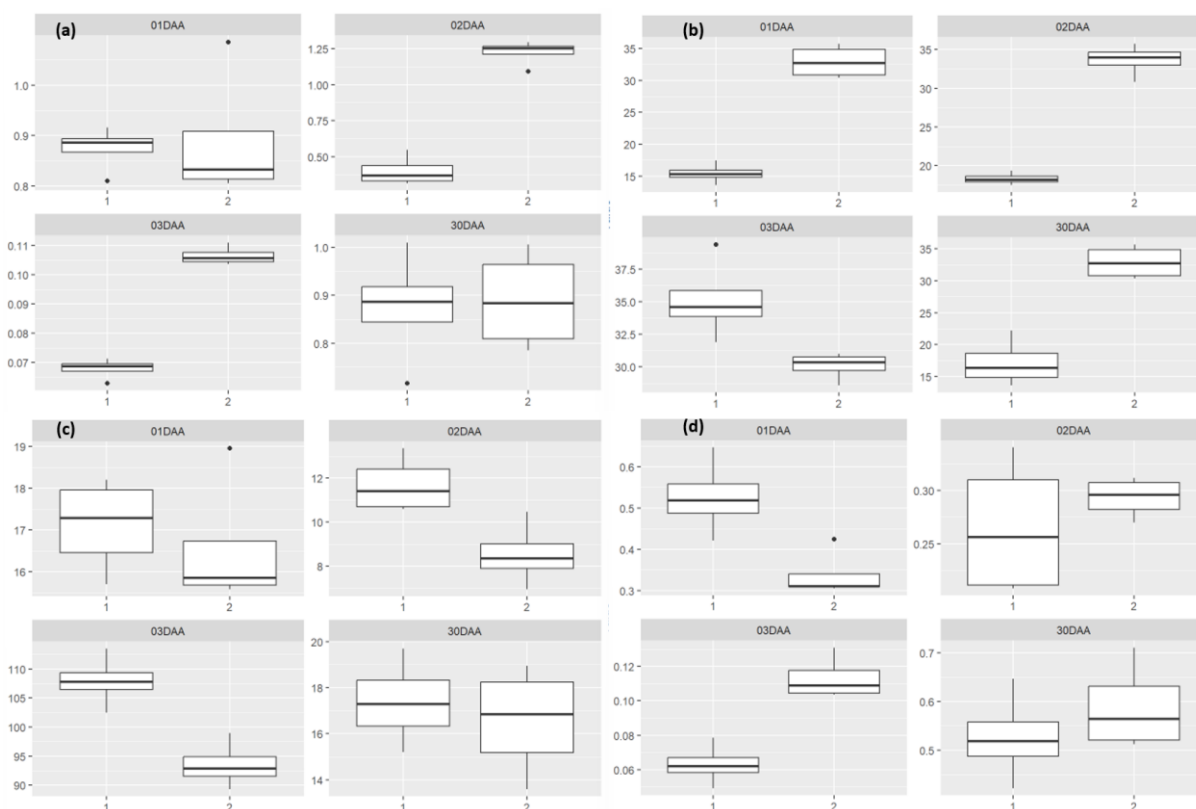
A atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST) nas plantas de *Paspalum virgatum* tratadas com herbicida a base de Imidazolinonas não se mostrou superior à testemunha durante os primeiros três dias após aplicação. Foi considerada estatisticamente inferior aos 1 e 2 dias após a aplicação, contudo aos 30 dias após a aplicação apresentou atividade superior nas plantas tratadas em relação à testemunha.

Situação semelhante se observa na atividade da enzima peroxidase (POD), na qual em todos os momentos avaliados as plantas tratadas com o herbicida apresentaram menor atividade desta enzima. O mesmo se aplica à atividade da superóxido dismutase (SOD) que teve sua atividade reduzida em comparação à testemunha não tratada aos 1, 2 e 30 dias após a aplicação, apresentando valores superiores apenas aos 3 dias após a aplicação. Já a enzima catalase apresentou atividade superior nas plantas tratadas aos 1 e 30 dias após a aplicação, mas esta diferença não foi considerada significativa do ponto de vista estatístico. Aos 02 dias as plantas que haviam recebido aplicação de herbicida apresentaram novamente atividade da catalase superior à testemunha, enquanto aos 03 dias esta atividade foi inferior.



**Figura 48.** Atividades das enzimas (a) glutationa-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em *Paspalum virgatum* (PASVI).

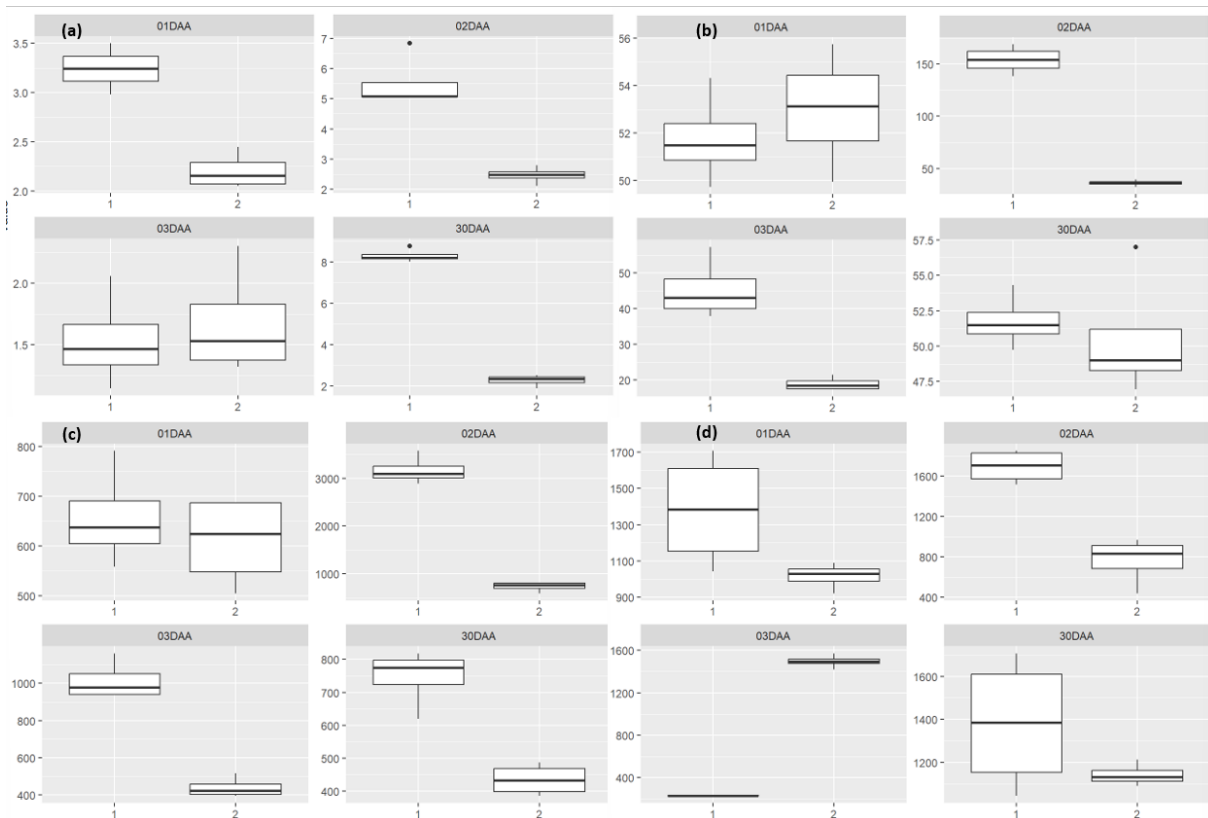
O teor de proteína nas plantas após aplicação de herbicida apenas apresentou diferenças significativas aos 2 e 3 dias após a aplicação, quando foi superior nas plantas tratadas em relação à testemunha. Já a peroxidação lipídica (PL) foi estatisticamente superior aos 1, 2 e 30 dias após a aplicação nas plantas tratadas com o herbicida, enquanto o conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) foi inferior nas plantas tratadas em todos os momentos avaliados, apresentando significância estatística aos 2 e 3 dias após aplicação. A prolina, por sua vez, apresentou valores significativamente inferiores nas plantas tratadas 1 dia após a aplicação do herbicida e nos dias subsequentes as plantas tratadas apresentaram valores superiores de prolina em relação à testemunha sem aplicação.



**Figura 49. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e (d) teor de prolina em *Paspalum virgatum* (PASVI).**

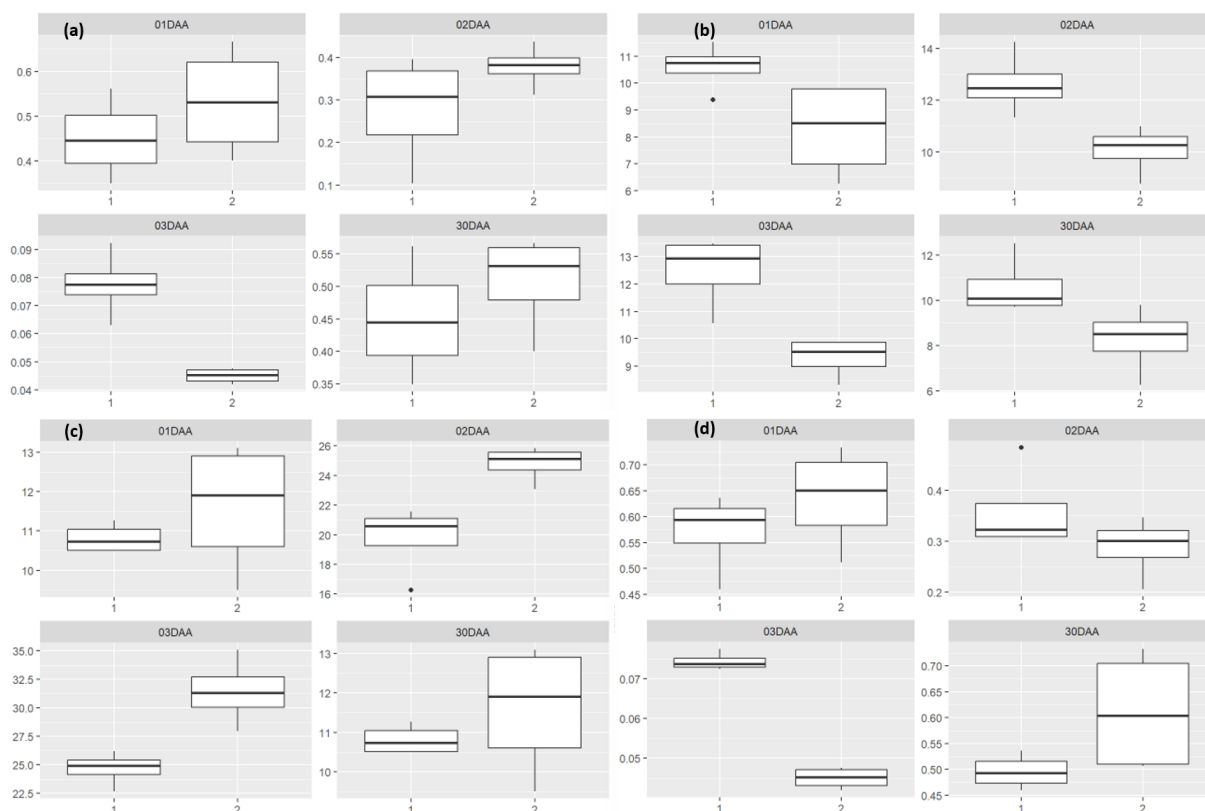
#### 4.3.1.5 *Sporobolus indicus* (SPZIN)

A atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST) nas plantas de *Sporobolus indicus* tratadas com herbicida a base de Imidazolinonas foi significativamente inferior à testemunha aos 1, 2 e 30 dias após aplicação e não apresentou diferença aos 3 dias após a aplicação. A atividade da peroxidase (POD) mostrou-se também inferior nas plantas tratadas em relação à testemunha aos 2 e 3 dias após a aplicação e não apresentou diferenças significativas nos demais momentos de avaliação. Do mesmo modo, a superóxido dismutase também teve sua atividade reduzida nas plantas tratadas aos 2, 3 e 30 dias após a aplicação, enquanto no primeiro dia após aplicação testemunha e plantas aplicadas não diferiram estatisticamente. Na mesma linha, a enzima catalase teve sua atividade reduzida nas plantas tratadas com herbicida em todos os períodos de avaliação, porém somente aos 2 e 3 dias após a aplicação houve significância estatística.



**Figura 50. Atividades das enzimas (a) glutatona-S-transferase (GST), (b) peroxidase (POD), (c) superóxido dismutase (SOD), e (d) catalase (CAT) em *Sporobolus indicus* (SPZIN).**

O teor de proteína nas plantas após aplicação de herbicida apenas apresentou diferenças significativas aos 3 DAA, quando foi inferior nas plantas tratadas em relação à testemunha. Já a peroxidação lipídica (PL) foi estatisticamente inferior nas plantas tratadas em comparação a testemunha durante todos os períodos avaliados, enquanto o conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) foi superior nas plantas tratadas em todos os momentos avaliados, apresentando significância estatística apenas aos 2 e 3 dias após aplicação. A prolina, por sua vez, apresentou valores significativamente inferiores nas plantas tratadas apenas aos 3 dias após a aplicação do herbicida.



**Figura 51. (a) Teor de proteína, (b) peroxidação lipídica (PL), (c) peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e (d) teor de prolina em *Sporobolus indicus* (SPZIN).**

#### 4.3.1.6 Comparação entre as espécies

Ao comparar os parâmetros metabólitos descritos entre as espécies, pode-se caracterizar a intensidade do aumento ou redução de cada um deles em relação à testemunha (valor equivalente a 1,0 ou 100%). O teste de separação de médias encontra-se descrito no Apêndice F ao final da tese.

Desta forma, observou-se que as três forrageiras estudadas (*U. brizantha*, *U. decumbens* e *P. maximum*) apresentaram aumento na atividade da enzima glutathione-S-transferase (GST) em relação à testemunha (valores acima de 1,0), enquanto *P. virgatum* e *S. indicus* apresentaram redução na atividade aos 01 dias após aplicação (1 DAA). Aos 2 DAA, *U. brizantha* e *U. decumbens* ainda mantiveram atividade superior à testemunha, diferenciando-se estatisticamente das demais e, aos 3 DAA, apenas *S. indicus* teve sua atividade levemente aumentada em relação às plantas não tratadas (Figura 52).



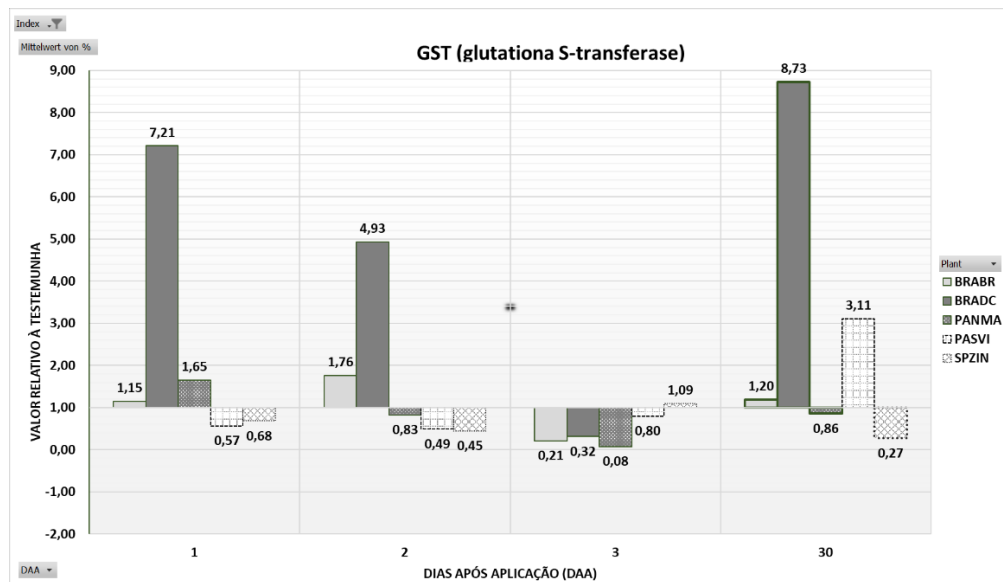


Figura 52. Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à atividade da enzima glutathiona-S-transferase (GST).

Em relação à enzima peroxidase (POD), também se observou aumento relativos nas três forrageiras e em *S. indicus*, enquanto *P. virgatum* teve sua atividade reduzida no primeiro período avaliado (1 DAA). Estes aumentos foram mais expressivos em *U. decumbens* (2,16), seguida por *P. maximum* (1,21). A variação na atividade da POD em *P. maximum* diferiu estatisticamente de *P. virgatum* (0,76). Aos 2 DAA apenas *U. decumbens* ainda apresentava aumento relativo na atividade da peroxidase e aos 3 DAA todas as espécies apresentaram redução em relação à testemunha (Figura 53).

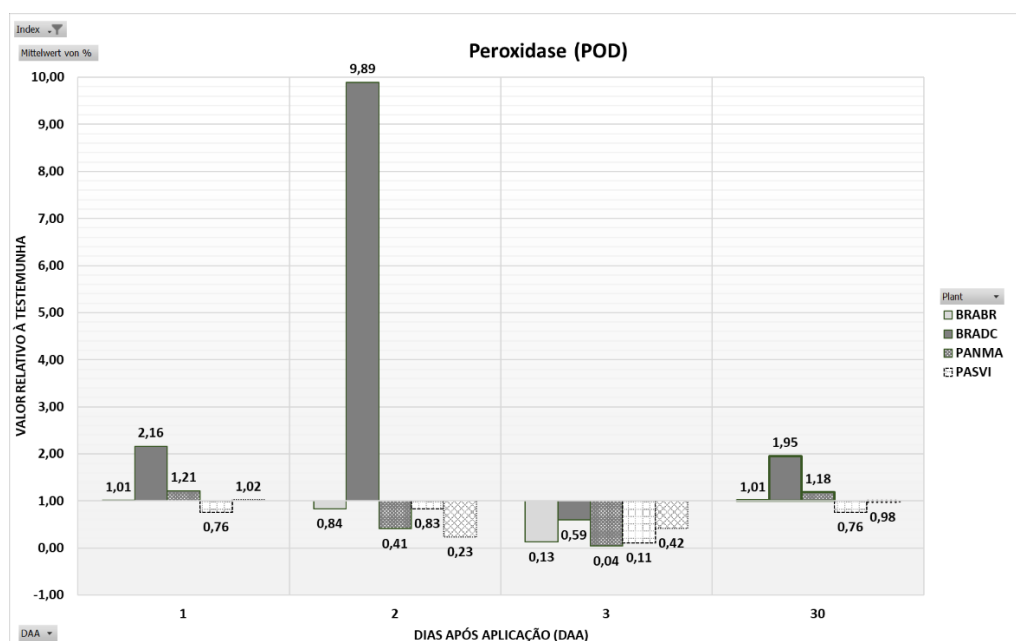
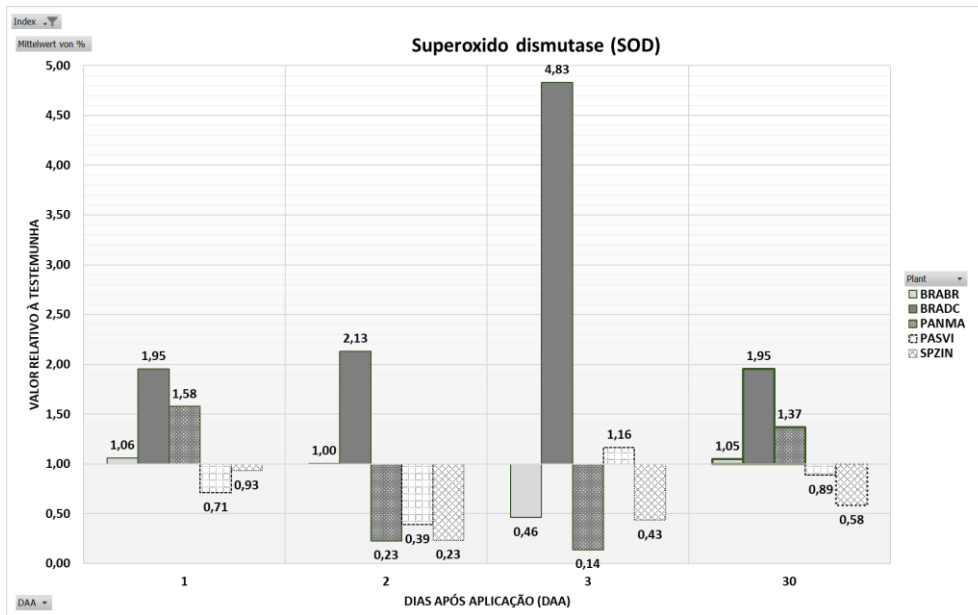


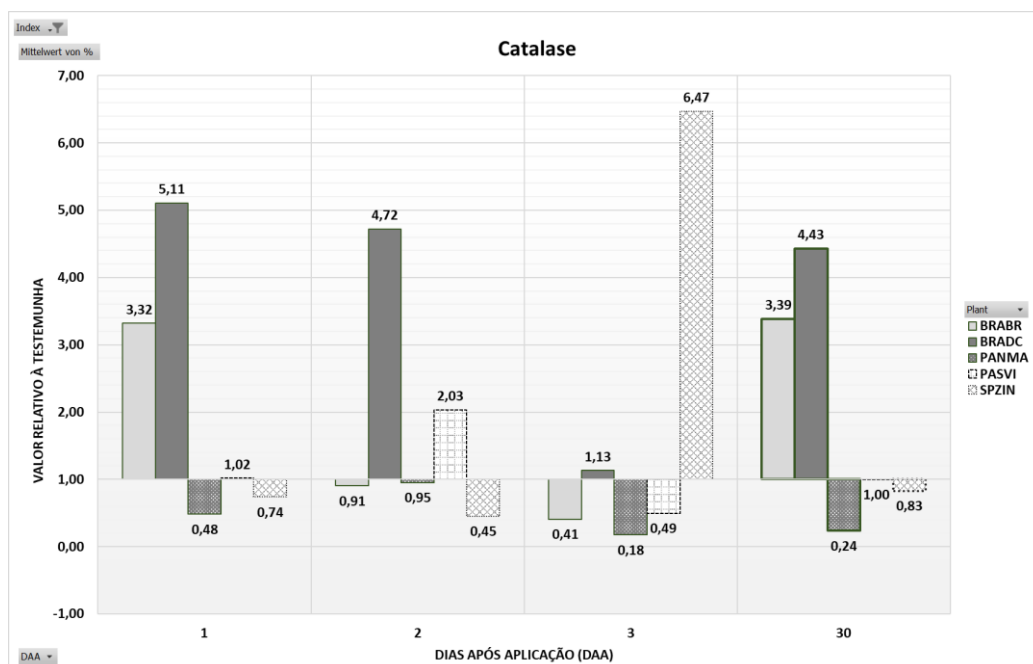
Figura 53. Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à atividade da enzima peroxidase (POD).

Em relação à atividade comparativa da superóxido dismutase (SOD), novamente as três forrageiras apresentaram aumento no primeiro período avaliado (1 DAA), com maior expressividade para *U. decumbens* e *P. maximum*, enquanto às plantas daninhas mostraram redução em relação à testemunha sem aplicação do herbicida. Aos 2 DAA apenas *U. decumbens* ainda apresentava aumento relativo expressivo, enquanto *U. brizantha* manteve os mesmos níveis de atividade em relação à testemunha (1,00) e as demais espécies apresentaram redução comparativa (Figura 54. Apêndice A).



**Figura 54.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à atividade da enzima superóxido dismutase (SOD).

No caso da enzima catalase, notam-se aumentos relativos aos 1 DDA em ambas as espécies do gênero *Urochloa*, porém não nas demais. Já dois dias após a aplicação dos tratamentos químicos, *U. decumbens* e *P. virgatum* apresentaram aumento expressivo (4,72 e 2,03, respectivamente), enquanto as demais espécies tiveram atividade comparativamente menor, com destaque para *S. indicus* (0,45) (Figura 55).



**Figura 55.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à atividade da enzima catalase (CAT).

Na avaliação do teor de proteína encontrado nas plantas, nota-se que 24 horas após aplicação (1 DAA), todas as plantas forrageiras (*U. brizantha*, *U. decumbens* e *P. maximum*) apresentaram valores reduzidos em relação à testemunha (0,66; 0,38 e 0,64, respectivamente). Dentre elas, destaca-se a *U. decumbens*, com a maior redução relativa. Aos 30 dias após aplicação, o teor de proteína comparativo entre as plantas daninhas tratadas e não tratadas quimicamente pouco difere (1,02 para *P. virgatum* e 1,13 para *S. indicus*), enquanto as plantas forrageiras apresentam reduções significativas (Figura 56).

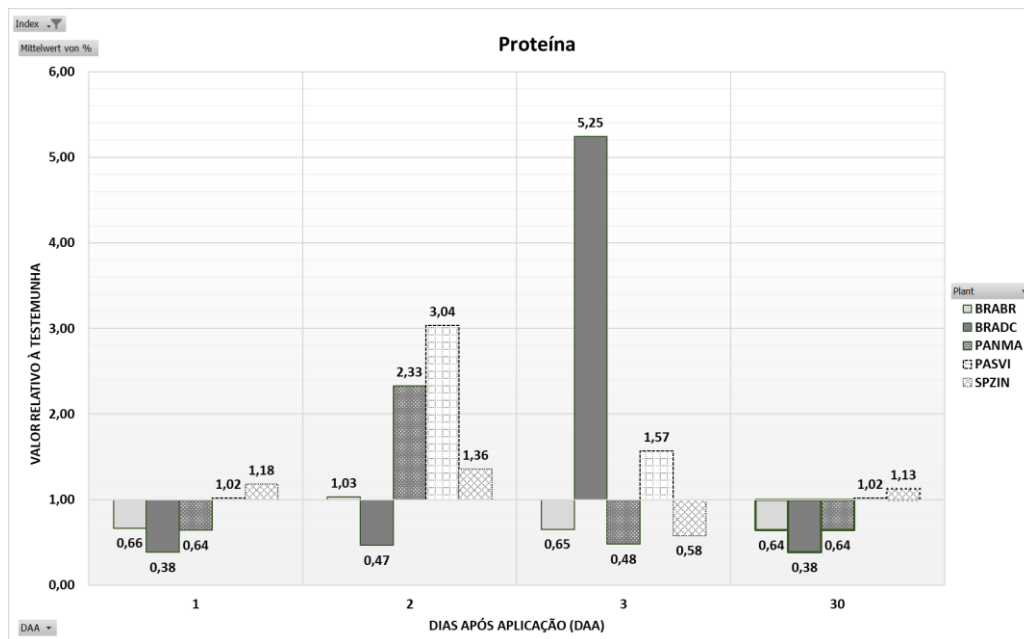
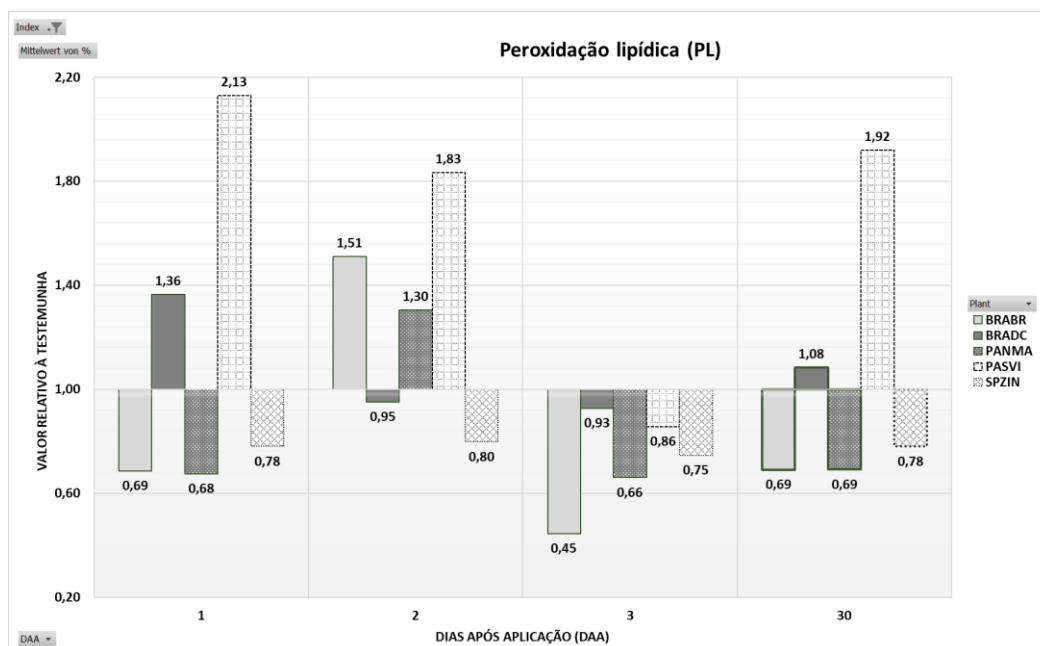


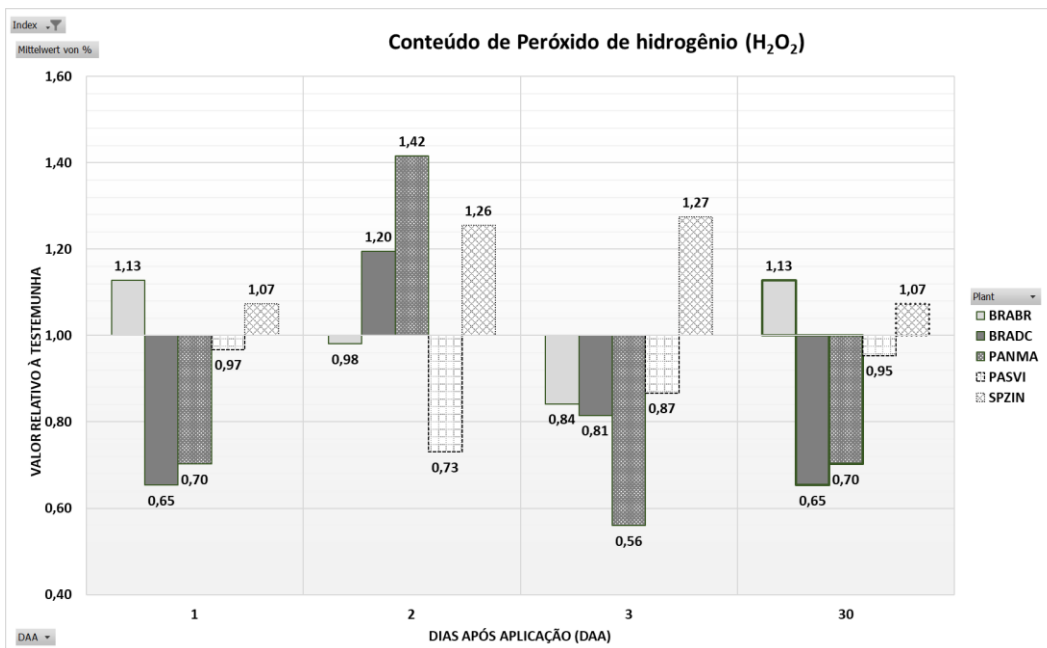
Figura 56. Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação ao teor de proteína.

A peroxidação lipídica (PL) relativa à testemunha 24 horas após aplicação do herbicida apresentou valores significativamente maiores em *P. virgatum* em relação às demais espécies (2,13). Além da planta daninha, também *U. decumbens* apresentou maior peroxidação lipídica nas plantas tratadas quimicamente. Já aos 2 DAA, todas as espécies exceto *U. decumbens* e *S. indicus* apresentaram peroxidação lipídica superior à testemunha, enquanto aos 30 DAA, apenas *P. virgatum* e *U. decumbens* apresentaram peroxidação lipídica superior à testemunha, com *P. virgatum* apresentando valores estatisticamente superiores às demais (1,92) (Figura 57).



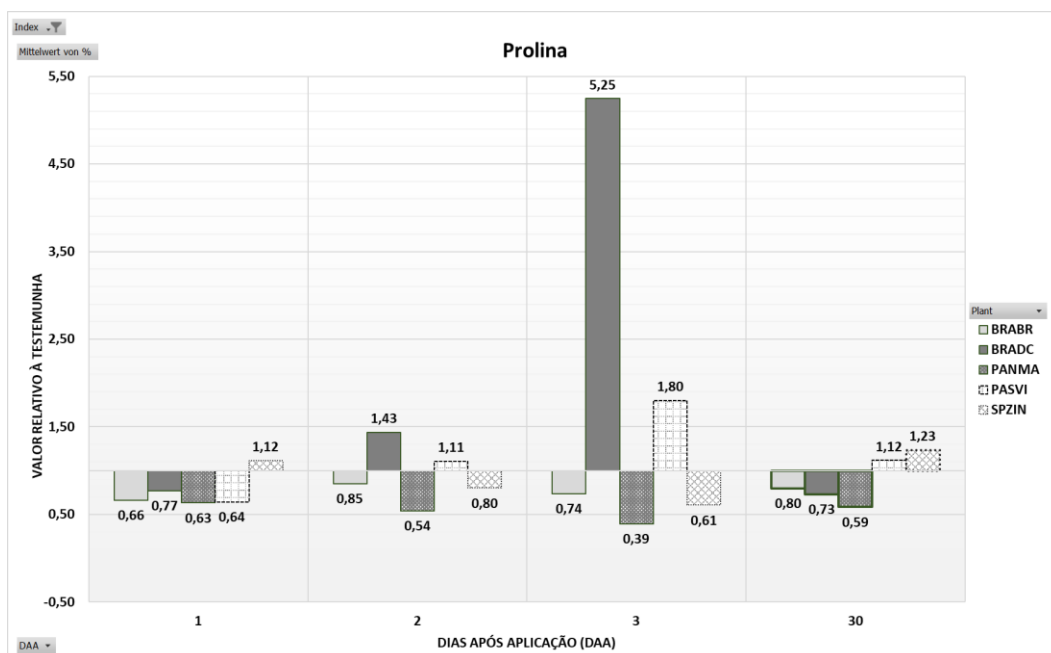
**Figura 57.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à peroxidação lipídica (PL).

O conteúdo de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) não apresentou diferenças estatísticas entre as espécies no primeiro dia após aplicação (1 DAA), enquanto aos 2 DAA, *P. maximum* apresentou aumento significativo em relação às demais espécies alvo deste estudo, por outro lado, *P. virgatum* apresentou redução significativa e seu conteúdo foi 73% do apresentado pela planta sem tratamento químico (Figura 58). Considerando-se que o peróxido de hidrogênio é produzido na reação catalisada pela enzima superóxido dismutase, os maiores valores relativos observados aos 2 DAA em *P. maximum* e *U. decumbens* parecem estar relacionados à maior atividade relativa da SOD nestas mesmas espécies 24 horas após aplicação dos tratamentos (Figura 54).



**Figura 58.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação ao teor de peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>).

A prolina, por sua vez, apresentou valores superiores à testemunha apenas em *S. indicus* na primeira avaliação (1 DAA), enquanto aos 3 DAA, *U. decumbens* e *P. virgatum* apresentaram valor superior à testemunha, porém a forrageira apresentou aumento em magnitude maior do que a planta daninha e foi estatisticamente superior. O teor de prolina costuma ser determinado em estudos mais relacionados ao estresse hídrico e parece não apresentar relação direta com a ação de herbicidas inibidores da enzima acetolactato sintetase. Ainda assim, os resultados obtidos parecem indicar um maior conteúdo relativo de prolina em plantas de *P. virgatum* submetidas a aplicação das Imidazolionas do que em *P. maximum*, por exemplo.



**Figura 59.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação ao teor de peróxido de prolina.

#### 4.3.2 Fotossíntese e trocas gasosas

A seguir apresentam-se os dados detalhados para caracterização das trocas gasosas em cada uma das espécies. Serão discutidos: (i)  $Q_{leaf}$  (Fluxo de calor nas folhas): refere-se ao fluxo de calor nas folhas das plantas. Esse valor pode ser útil para entender como as folhas estão respondendo às condições ambientais, incluindo a absorção e a liberação de calor durante processos metabólicos. (ii)  $T_{leaf}$  (Temperatura da folha): indica a temperatura das folhas da planta. O IRGA mede a temperatura para levar em consideração as condições térmicas durante as medições de troca gasosa. (iii)  $C_i$  (Concentração interna de  $CO_2$ ): representa a concentração de dióxido de carbono dentro das células da folha. É um importante indicador para entender como as plantas estão respondendo à disponibilidade de  $CO_2$  para a fotossíntese. (iv)  $E$  (Taxa de transpiração): refere-se à taxa na qual a água é perdida pelas folhas da planta por meio do processo de transpiração. Isso é crucial para entender a regulação hídrica da planta. (v)  $G_s$  (Condutância estomática): indica a facilidade com que o  $CO_2$  pode entrar nas folhas e a água pode sair através dos estômatos. É um indicador importante da abertura dos estômatos e afeta diretamente a taxa de fotossíntese e a transpiração. (vi)  $A$  (Taxa de assimilação líquida de  $CO_2$ ): refere-se à taxa líquida na qual a planta assimila o dióxido de carbono durante a fotossíntese, levando em consideração a taxa de respiração. É uma medida crucial para entender a eficiência fotossintética das plantas.



Os resultados serão descritos primeiramente dentro de cada espécie e na sequência são apresentados os valores relativos à testemunha, a fim de possibilitar o comparativo entre as espécies. As análises de variância (ANOVA) para os dados de cada espécie encontram-se disponível nos Apêndices A, B, C, D e E ao final deste trabalho. Não houve, de modo geral, diferenças significativas entre os tratamentos químicos, o que indica, em primeira análise, pouca relação entre aplicação do herbicida e as trocas gasosas. Os resultados são discutidos com base nas tendências observadas, e não, necessariamente com significância estatística.

#### **4.3.2.1 *Urochloa brizantha* (BRABR)**

Os resultados obtidos para *U. brizantha* apontam que Qleaf e Tleaf não se mostraram diferentes entre plantas tratadas e não tratadas pelo herbicida, apenas Qleaf foi inferior aos 1 DAA nas plantas tratada e superior aos 3 DAA. No caso da concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), apenas aos 1 DAA as plantas aplicadas apresentaram valores inferiores, e superiores apenas aos 60 DAA, nos demais dias os valores foram semelhantes entre os dois tratamentos (Figura 60).

No caso da transpiração (E), as plantas tratadas apresentaram valores superiores aos 1 e 3 DAA e inferiores aos 7 DAA, nos demais períodos os valores foram semelhantes entre os tratamentos. Os dados de condutância estomática (Gs) não apontaram diferenças significativas. Em relação as trocas gasosas (A), as plantas tratadas com o herbicida apresentaram valores superiores aos 1, 3 e 30 DAA, apenas, enquanto aos 7 e 15 DAA os valores foram comparativamente menores do que nas plantas não tratadas quimicamente.



**Figura 60. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: *Urochloa brizantha* (BRABR).**

#### 4.3.2.2 *Urochloa decumbens* (BRADC)

Em *Urochloa decumbens*, Qleaf e Tleaf foram superiores nas plantas tratadas em relação à testemunha aos 1 DAA, enquanto nos demais momentos de avaliação houve grande variação nos dados. Já a concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci) apresentou-se bastante semelhante entre os tratamentos químicos aos 2, 7 e 30 DAA e foi inferior nas plantas tratadas aos 3 e 60 DAA.

A transpiração (E) foi também semelhante entre as plantas tratadas e não tratadas aos 2, 3 DAA, porém aos 1, 7, 15 e 60 DAA foi inferior nas plantas que receberam aplicação de herbicida. A condutância estomática (Gs) novamente não apresentou valores consistentes. A fotossíntese líquida (A) foi inferior nas plantas submetidas à aplicação do herbicida aos 01, 15, 30 e 60 DAA (Figura 61).

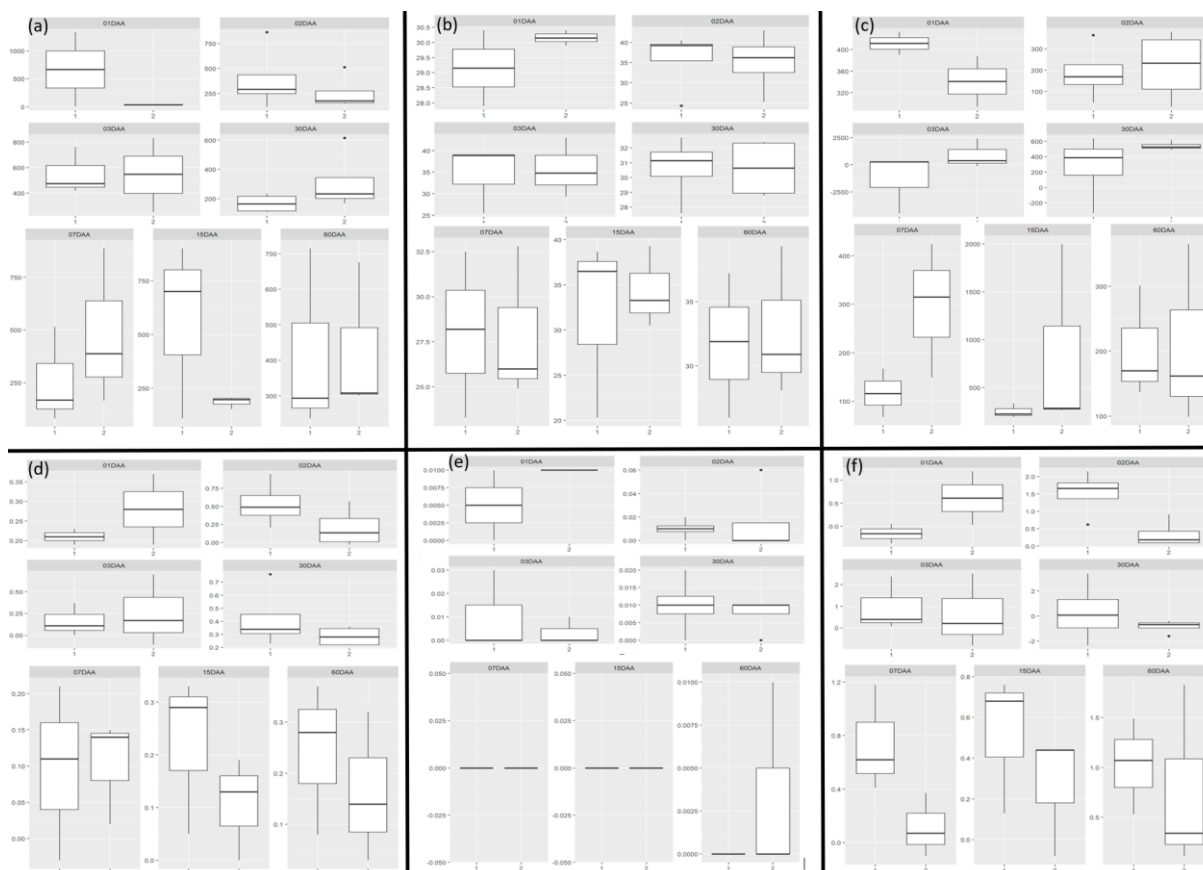


**Figura 61. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: *Urochloa decumbens* (BRADC).**

#### 4.3.2.3 *Panicum maximum* (PANMA)

Os resultados para *Panicum maximum* apontam variações ao longo dos dias nos dados de Qleaf e Tleaf, sem que haja uma tendência clara de aumento ou redução à testemunha. A concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci) foi semelhante entre os tratamentos aos 2, 3, 7, 30 e 60 DAA, porém inferior nas plantas tratadas ao 1 DAA.

A transpiração (E), seguindo a mesma tendência de (Ci) apresentou valores superiores nas plantas tratadas aos 01 DAA, porém mantendo-se semelhante ou inferior nos demais dias analisados. A condutância estomática (Gs) também apresentou valores inconclusivos para *Panicum maximum*. A fotossíntese líquida (A) foi inferior nas plantas tratadas aos 2, 7, 15 e 60 DAA, porém superior aos 1 DAA e semelhante nos demais períodos (Figura 62).



**Figura 62.** (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Forrageira: *Panicum maximum* (PANMA).

#### 4.3.2.4 *Paspalum virgatum* (PASVI)

Os resultados para *Paspalum virgatum* não apontam diferenças entre os tratamentos químicos no que diz respeito a Qleaf e Tleaf aos 1, 2, 3 e 30 DAA. Aos 7 e 15 DAA observa-se alguma tendência de redução em Qleaf nas plantas tratadas. A concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci) também foi muito semelhante entre os tratamentos aos 1, 2, 3, e 30 DAA, porém foi superior nas plantas com aplicação de herbicida aos 7 e 15 DAA e inferior aos 60 DAA (Figura 63).

Quanto à transpiração (E), as plantas tratadas com herbicida apresentaram valores superiores aos 1, 3 e 15 DAA, porém inferiores aos 7, 30 e 60 DAA. Já fotossíntese líquida foi superior nas plantas tratadas aos 1, 2 (levemente) e 3 DAA e inferior nos demais períodos (7, 15 e 60 DAA).

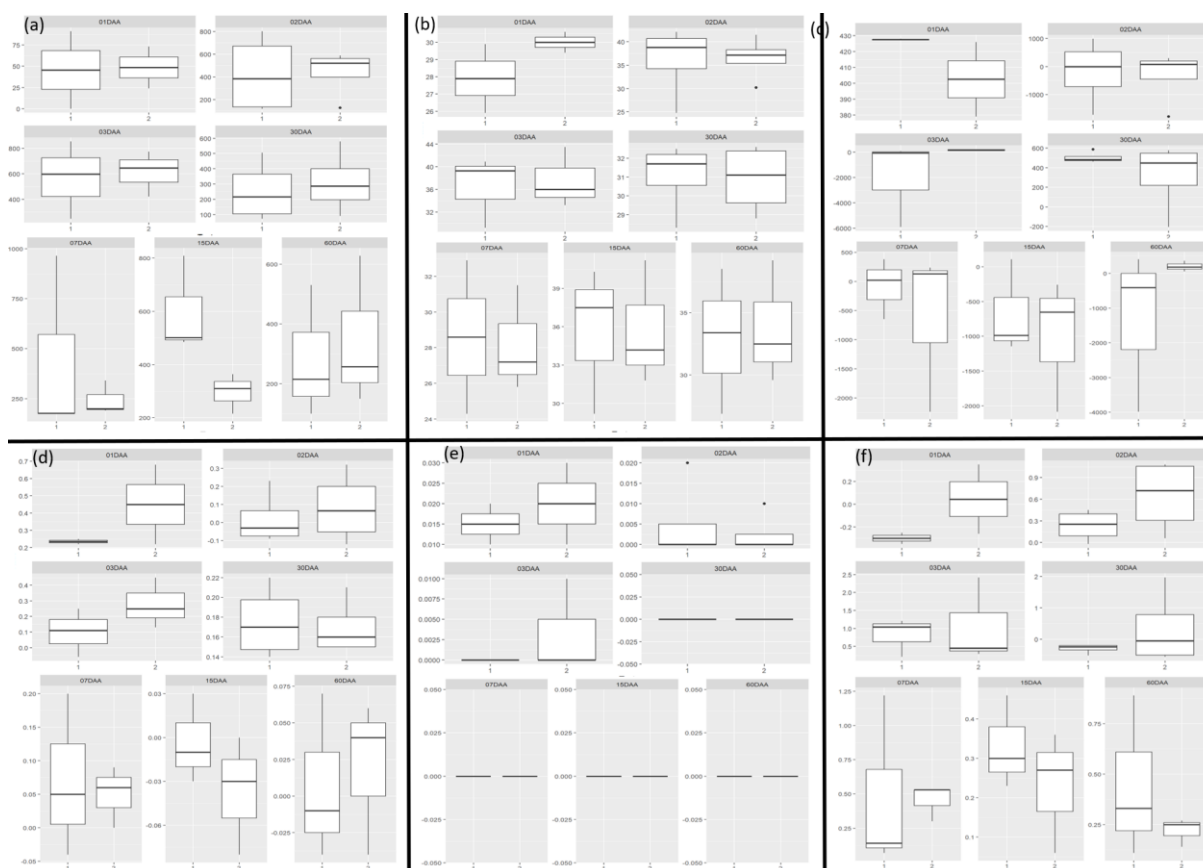


**Figura 63. (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Planta daninha: *Paspalum virgatum* (PASVI).**

#### 4.3.2.5 *Sporobolus indicus* (SPZIN)

Os resultados obtidos para *Sporobolus indicus* não apresentam alguma tendência de diferença entre plantas tratadas e não tratadas com herbicida a base de Imidazolinonas para Qleaf e Tleaf e concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci). Apenas aos 01 DAA as plantas tratadas com herbicida apresentaram menores valores para (Ci) em relação à testemunha.

Quanto à transpiração (E), as plantas que receberam aplicação de herbicida mostraram valores mais altos aos 1, 2, 3 e 60 DAA, porém menores aos 15 e 30 DAA. A fotossíntese líquida (A) foi igual ou superior nas plantas tratadas em todos os momentos avaliados.



**Figura 64.** (a) Fluxo de calor nas folhas (Qleaf), (b) temperatura da folha (Tleaf), (c) concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), (d) transpiração (E), (e) condutância estomática (Gs), e (f) fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3 e 30 DAA (similares aos momentos onde foram determinadas as atividades enzimáticas e antioxidantes) e aos 7, 15 e 60 DAA. Planta daninha: *Sporobolus indicus* (SPZIN).

#### 4.3.2.6 Comparação entre as espécies

Os valores de fluxo de calor nas folhas avaliados comparativamente à testemunha não aparentam ter alguma relação com a espécie, havendo grandes variações entre os períodos avaliados. Por exemplo no primeiro dia após aplicação, entre as forrageiras apenas *U. decumbens* apresentou valores superiores à testemunha, enquanto nas plantas daninhas praticamente não houve variação (1,02 e 1,07 para *P. virgatum* e *S. indicus*, respectivamente). Já aos 2 DAA, as três forrageiras apresentaram valores inferiores à testemunha e as plantas daninhas mantiveram-se levemente acima, enquanto aos 3 DAA *U. brizantha*, *U. decumbens* e *S. indicus* apresentaram maiores valores de fluxo de calor, enquanto *P. maximum* e *P. virgatum* foram semelhantes à testemunha (Figura 65).

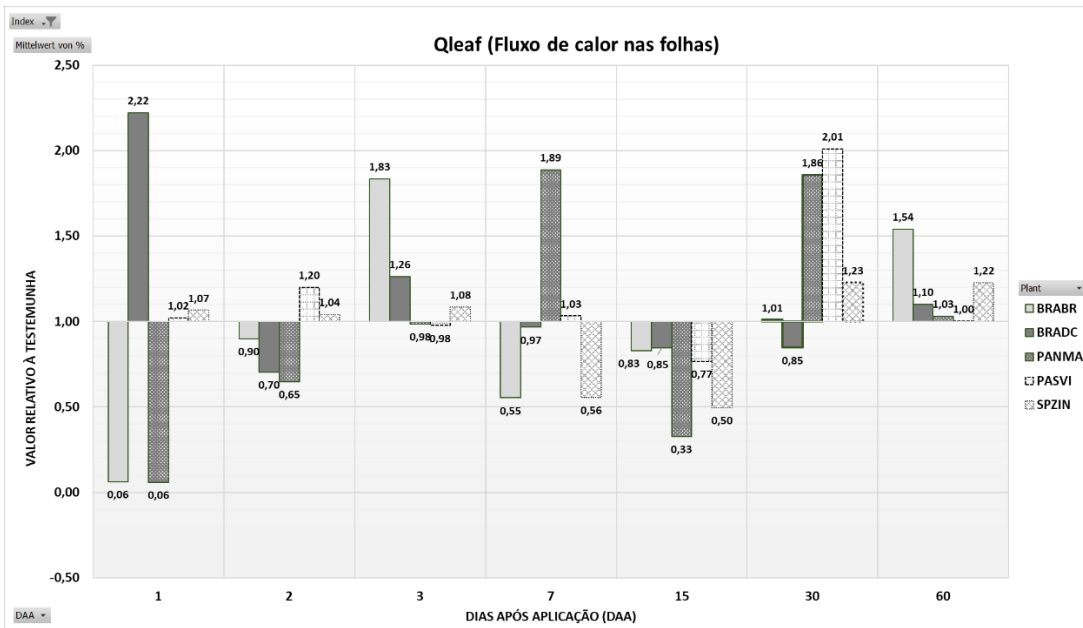


Figura 65. Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf).

Em relação à temperatura foliar (Figura 66), os valores também parecem erráticos e não possibilitam correlacionar a influência do herbicida neste parâmetro. Vale notar que as variações em relação à testemunha sem aplicação foram todas inferiores a 10% (aumento ou redução).

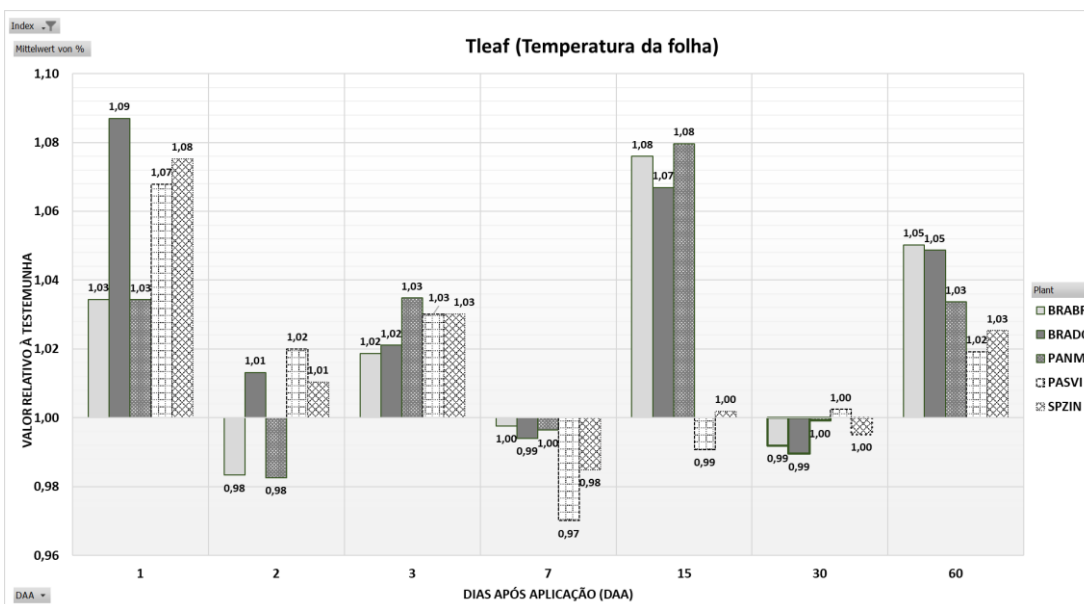
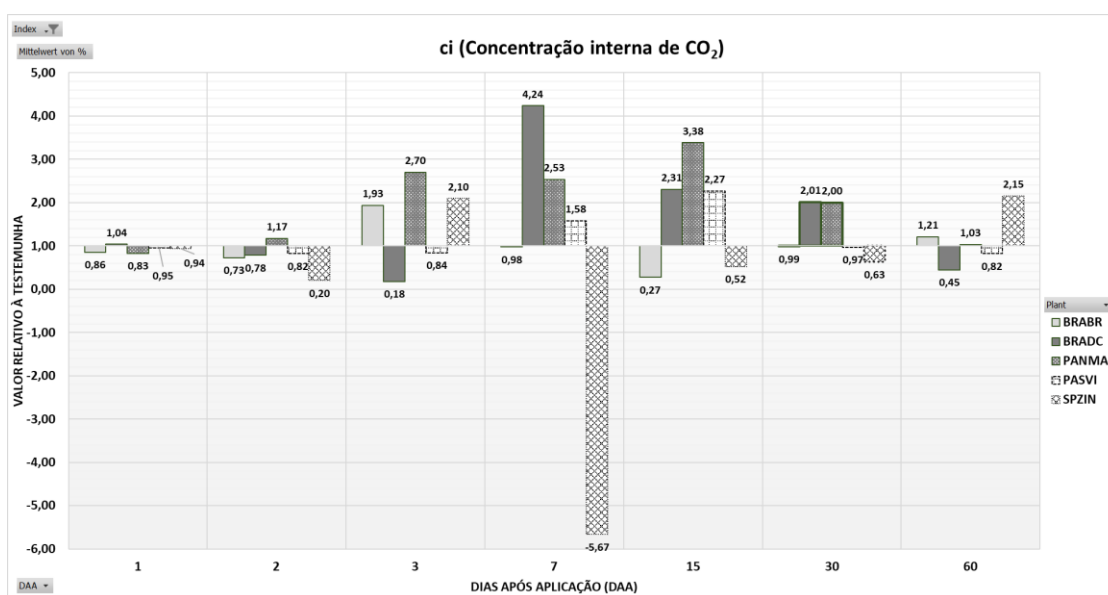


Figura 66. Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à temperatura da folha (Tleaf).

Em relação à concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), nota-se que 24 horas após aplicação (01 DAA) todas as espécies exceto *U. decumbens*, apresentaram valores inferiores à testemunha, resultados similares aos obtidos aos 2 DAA, com a diferença de que no segundo momento, apenas *P. maximum* apresentou maior concentração nas plantas tratadas em relação à testemunha. Aos 3 DAA *U. decumbens* e *P. virgatum* apresentaram redução em relação à testemunha, com maior intensidade na forrageira. Aos 7 dias após aplicação, *U. brizantha*, *Panicum maximum* e *Paspalum virgatum* apresentaram valores de concentração de CO<sub>2</sub> superiores à testemunha, com maior intensidade nas forrageiras. Neste mesmo momento, *S. indicus* apresentou redução muito grande nos valores, o que pode apontar alguma dificuldade na metodologia adotada, ainda que os valores sejam consistentes entre as repetições. Aos 15 e 30 DAA observamos o *S. indicus* novamente com reduções relativas à testemunha, enquanto *U. decumbens* e *P. maximum* mantem-se com médias superiores à testemunha (Figura 67).

Aos 60 DAA, quando o avanço nos sintomas visuais causados pela ação do herbicida já é mais perceptível, observa-se reduções na concentração interna de CO<sub>2</sub> apenas em *U. decumbens* e *P. virgatum*. Estas considerações serão também importantes nas análises de massa de matéria seca na parte aérea e raiz.

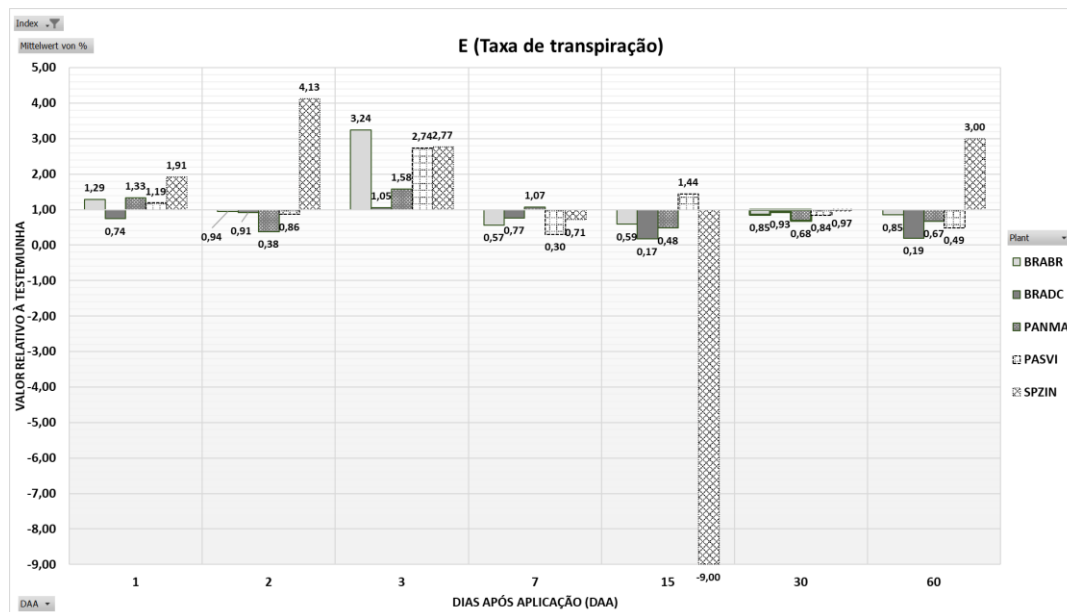


**Figura 67.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci).

Em relação à transpiração (E), nota-se tendência de valores superiores à testemunha até 3 dias após aplicação dos tratamentos, porém a partir dos 15 DAA a maior parte das espécies apresenta valores inferiores à testemunha, exceto *P. virgatum* aos 15 DAA e *S. indicus* aos 60

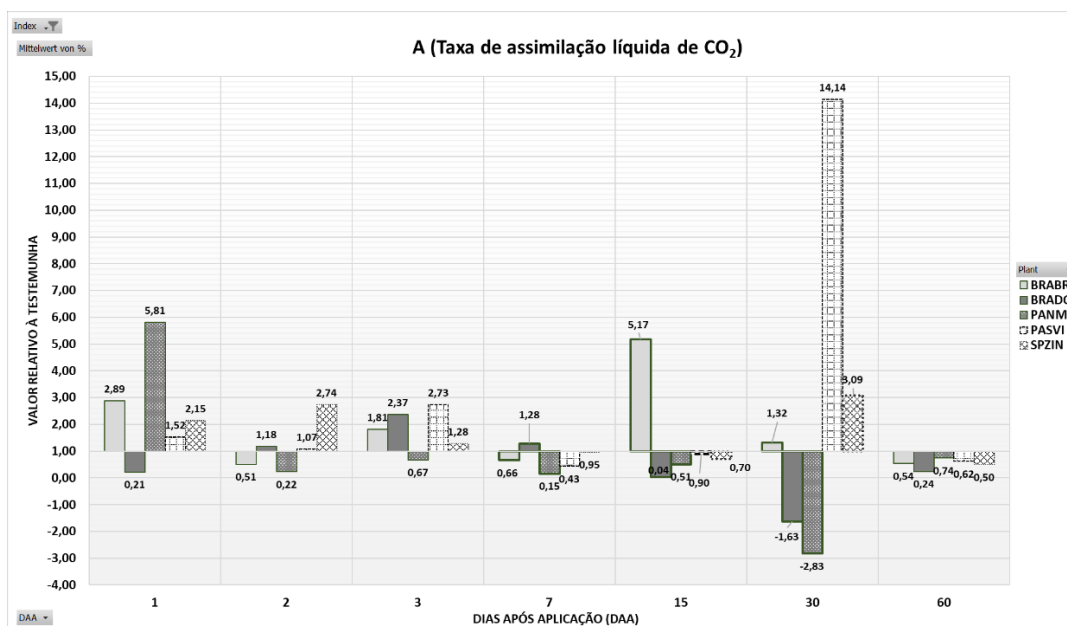


DAA. Estes resultados podem indicar que há alguma interferência relacionada à aplicação do herbicida em todas as espécies.



**Figura 68.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à transpiração (E).

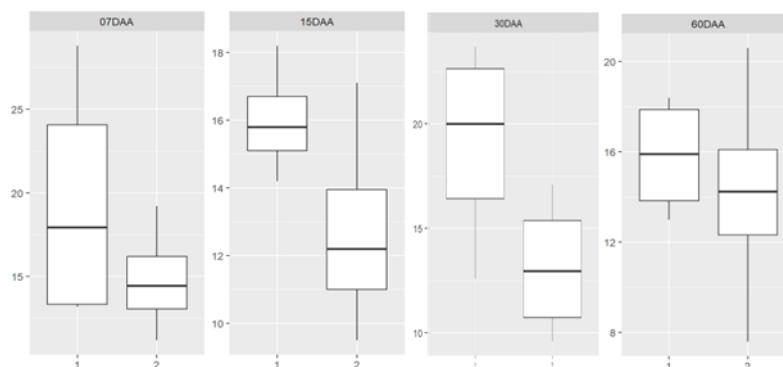
Em relação a fotossíntese líquida (A), as determinações realizadas apontam para uma redução relativa à testemunha não tratada apenas em *U. decumbens*, 24 horas após aplicação dos tratamentos, porém ao longo da primeira semana (1,2,3 e 7 DAA) os dados variam entre as espécies, não apresentando, necessariamente, correlação com a ação do herbicida. Neste período, tem-se por exemplo *Panicum maximum* apresentando redução em relação à testemunha em todos os momentos, exceto 1 DAA, enquanto *U. brizantha* apresenta valores relativos superiores aos 1 e 3 DAA. Já aos 15 DAA, todas as espécies, exceto *U. brizantha* apresentaram redução na taxa de assimilação líquida de CO<sub>2</sub> em relação à testemunha, com reduções mais significativas nas forrageiras, quando comparadas às plantas daninhas. Já os 30 dias após aplicação, as reduções na taxa fotossintética são evidentes apenas em *U. decumbens* e *P. maximum*, enquanto aos 60 DAA todas as espécies apresentam redução na fotossíntese líquida relativa à testemunha, porém a menor redução foi observada em *P. maximum*. Estes dados parecem também indicar um desbalanço geral causado pela aplicação do herbicida, levando à desregulação da fisiologia das espécies de modo geral, mas, assim como apontando por diversos autores, não seria essa a causa da morte das plantas, uma vez que a desregulação nos processos fotossintéticos não aparece afetar de forma mais severa as espécies mais susceptíveis ao herbicida à base de Imazapic + Imazapir.



**Figura 69.** Comparação entre as espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN) em relação à fotossíntese líquida (A).

### 4.3.3 Índice Spad

Em relação ao índice Spad, observa-se de modo geral uma redução nos valores apresentados pelas plantas submetidas ao tratamento químico, quando comparadas à testemunha. Neste sentido vemos que as três espécies forrageiras *U. brizantha*, *U. decumbens* e *P. maximum* apresentaram menores valores em todos os períodos avaliados (7, 15, 30 e 60 DAA). Já a planta daninha *P. virgatum* apresentou valores variáveis ao longo das avaliações, sendo que as plantas tratadas quimicamente apresentaram maior índice Spad aos 7 e 60 DAA, porém menor aos 15 e 30 DAA, enquanto *S. indicus* mostrou valores inferiores nas plantas tratadas quimicamente aos 15 e 30 DAA apenas (Figuras 70; 71; 72; 73; 74 e 75).



**Figura 70.** Índice Spad referente à espécie *Urochloa brizantha* (BRABR).

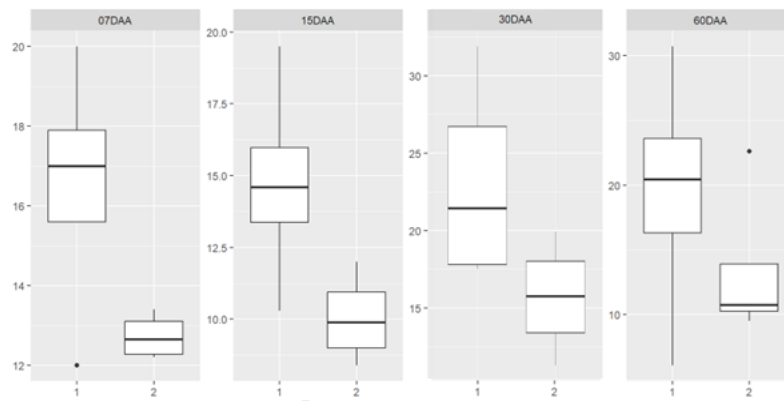


Figura 71. Índice Spad referente à espécie *Urochloa decumbens* (BRADC).

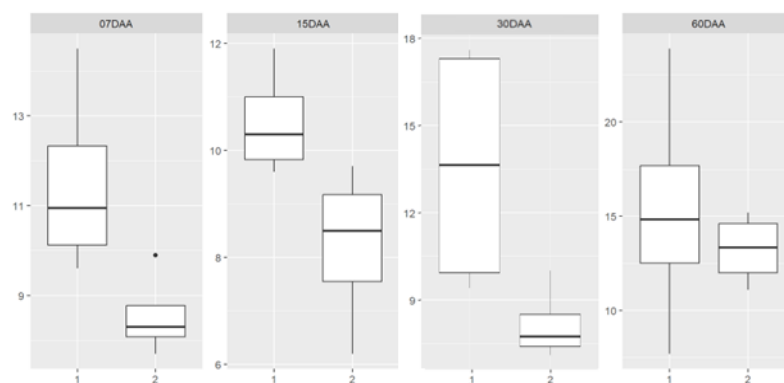


Figura 72. Índice Spad referente à espécie *Panicum maximum* (PANMA).

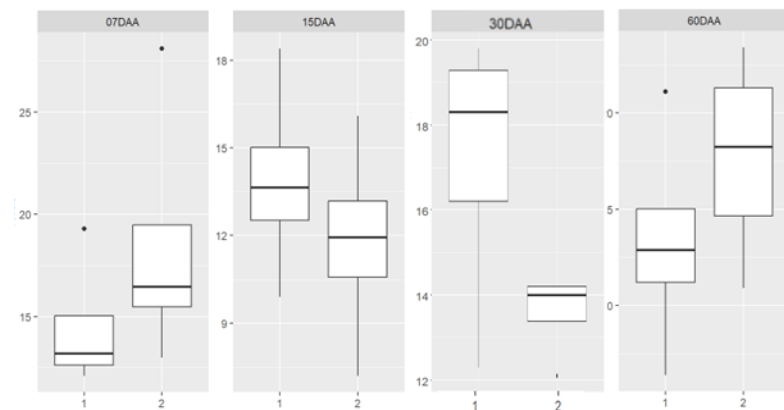


Figura 73. Índice Spad referente à espécie *Paspalum virgatum* (PASVI).

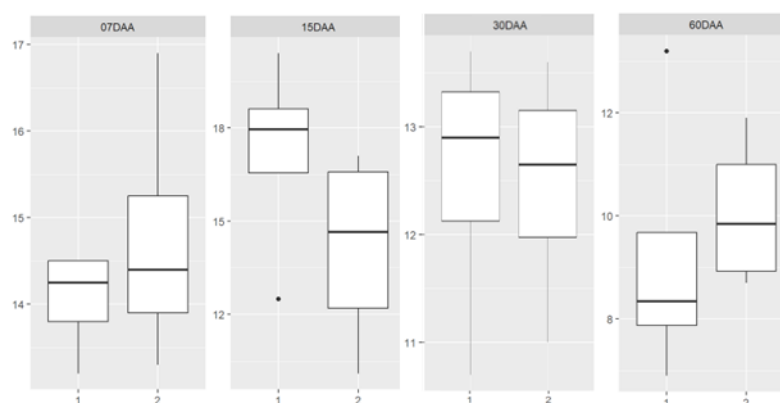


Figura 74. Índice Spad referente à espécie *Sporobolus indicus* (SPZIN).

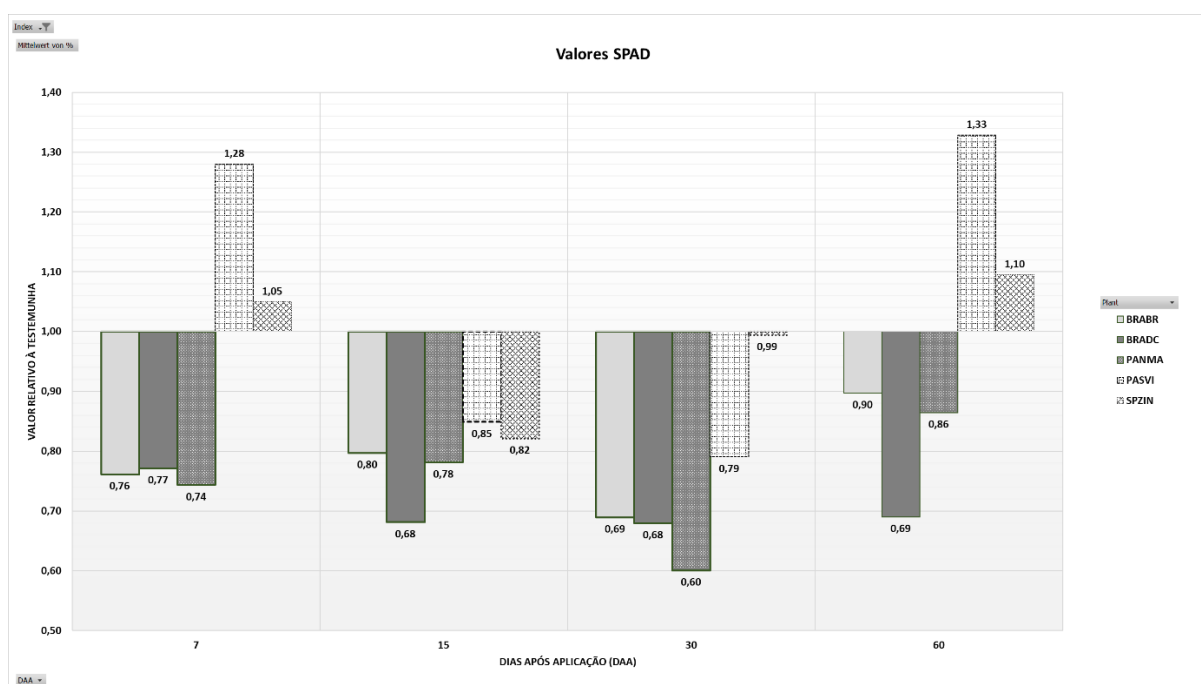
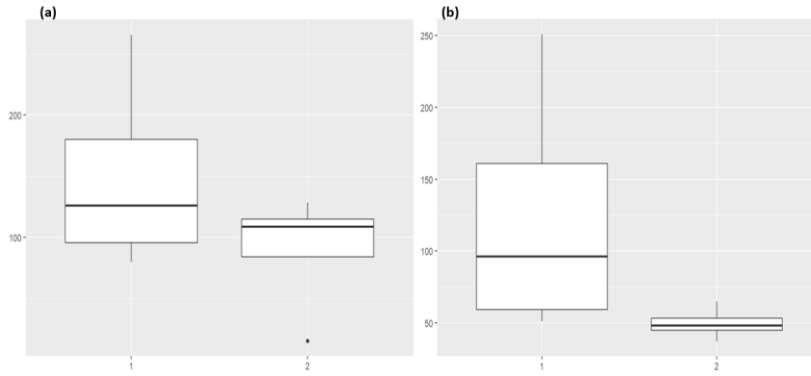


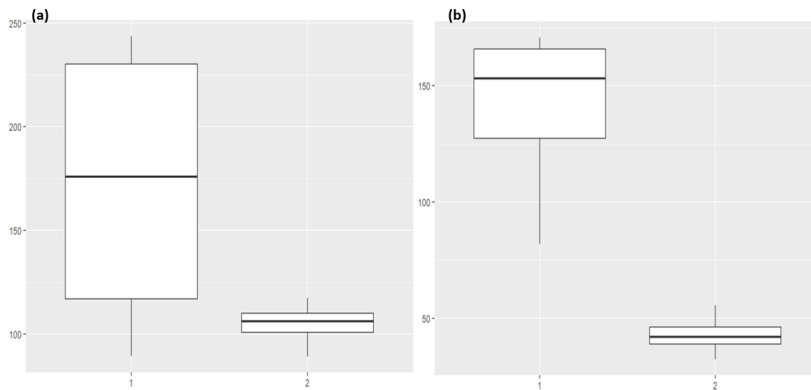
Figura 75. Índice Spad referente às espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

#### 4.3.4 Massa de matéria seca

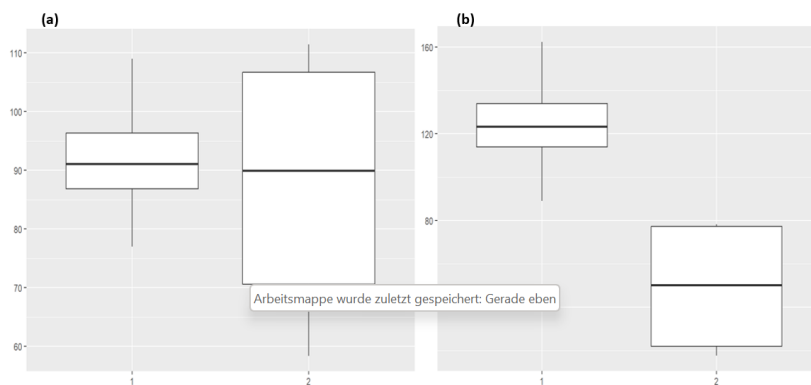
De modo geral os resultados para todas as espécies mostraram, em maior ou menor grau, redução na massa de matéria seca na parte aérea e raiz quando submetidas à ação do herbicida. Este fato indica que, mesmo nas espécies mais tolerantes, o prejuízo ao desenvolvimento de planta ainda era perceptível 110 dias após aplicação. *U. brizantha* e *P. maximum* apresentaram a menor redução na parte aérea em relação as testemunhas não aplicadas, seguidas por *Sporobolus indicus*. Ainda, a massa de matéria seca das raízes foi significativamente reduzida em todas as espécies, com maiores prejuízos em *P. virgatum*, seguido por *U. decumbens*.



**Figura 76. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie *Urochloa brizantha* (BRABR): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R).**



**Figura 77. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie *Urochloa decumbens* (BRADC): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R).**



**Figura 78. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie *Panicum maximum* (PANMA): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R).**

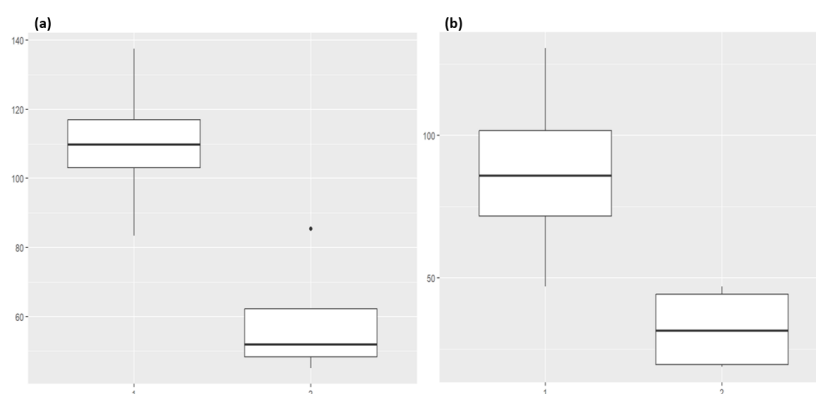


Figura 79. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie *Paspalum virgatum* (PASVI): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R).

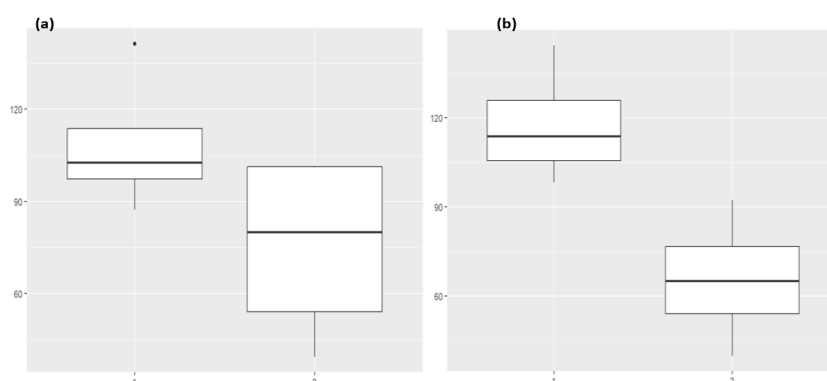


Figura 80. Massa de matéria seca (MS) referente à espécie *Sporobolus indicus* (SPZIN): (a) parte aérea (PA), e (b) raiz (R).

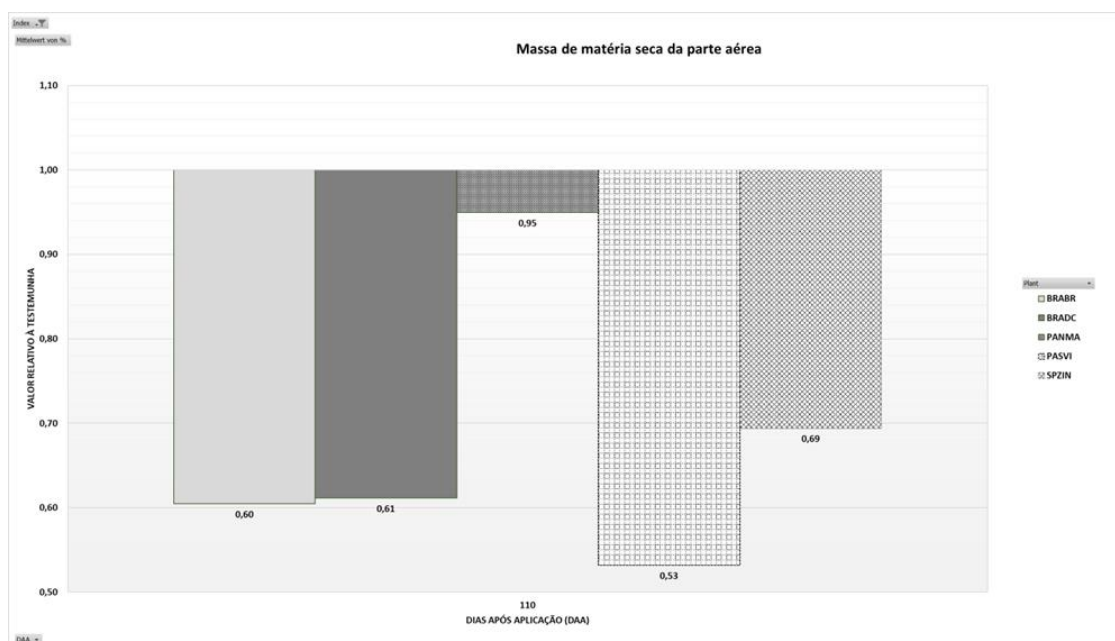


Figura 81. Massa de matéria seca de parte aérea referente às espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

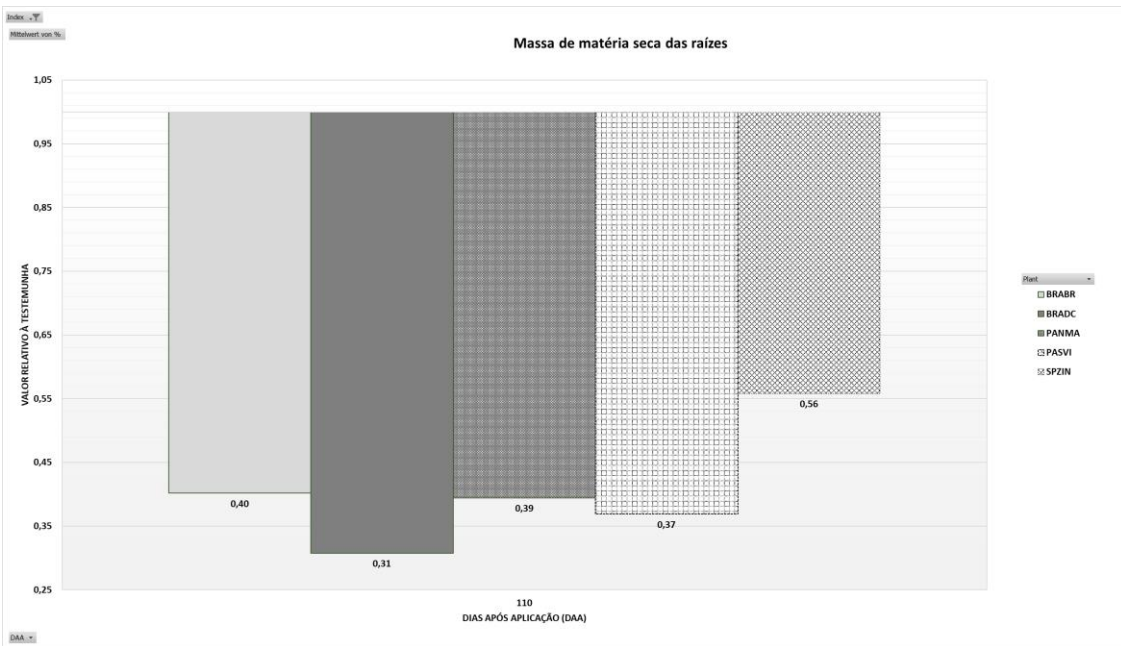


Figura 82. Massa de matéria seca de raiz referente às espécies *Urochloa brizantha* (BRABR), *Urochloa decumbens* (BRADC), *Panicum maximum* (PANMA), *Paspalum virgatum* (PASVI) e *Sporobolus indicus* (SPZIN).

## 5 DISCUSSÃO

### 5.1 Etapa I: experimentos em áreas de pastagens já estabelecidas

Nos experimentos conduzidos a campo, observou-se de modo geral que as aplicações realizadas na 2ª época (entre janeiro e meados de março) apresentaram melhores resultados de controle de *Paspalum virgatum*. Nesta mesma época de aplicação as forrageiras mostraram-se mais seletivas à ação dos herbicidas. Muitos autores discutem a influência de condições climáticas na metabolização de herbicidas e consequentes efeitos para a seletividade e eficácia de controle. Neste sentido os resultados são bastante diversos e já foram discutidos na revisão bibliográfica (item 2.11 Efeito do ambiente na tolerância de herbicidas). Pode haver diferenças quanto à espécie de planta em questão, mecanismo de ação do herbicida, formulação e fator climático em si (temperatura, umidade relativa do ar).

Em relação ao manejo adotado, quando foi realizada roçagem anterior à aplicação, observou-se menores injúrias nas forrageiras e menor eficácia de controle de *Paspalum virgatum*.

Para *Sporobolus indicus* o manejo pouco influenciou os resultados de eficácia de controle e a primeira época de condução de ensaios apresentou resultados levemente superiores, porém ainda considerados insatisfatórios. Neste sentido, sugere-se que são necessários maiores estudos, visto que nenhum dos tratamentos químicos apresentou controle satisfatório.

Em relação aos tratamentos químicos, Imazapir + Imazapic na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> apresentou maior eficácia de controle de *Paspalum virgatum*, independente da época ou manejo prévio, bem como maiores injúrias nas forrageiras.

A roçagem prévia, além de reduzir a área foliar, produziu significativo volume de palhada sobre o solo, o que poderia interferir na quantidade de herbicida capaz de chegar até o sistema radicular. Entretanto, Hernandez et al. (2001) não observaram influência da palhada na ação do herbicida Imazapic, constatando eficiência proporcional à dosagem aplicada no controle da maioria das plantas daninhas avaliadas, com exceção de *Ipomoea grandifolia* e *Brachiaria decumbens*.

Por outro lado, Monquero et al. (2009) observaram reduções significativas na eficácia de controle de Imazapic (84 g ha<sup>-1</sup>) e Imazapir (200 g ha<sup>-1</sup>) entre áreas sem palhada e áreas com 10, 15 ou 20 t ha<sup>-1</sup> de palhada de cana-de-açúcar. Nesta mesma linha, Cavenaghi et al. (2006) em estudos com herbicida a base de Imazapic, concluíram que a presença de quantidades de palhada de cana-de-açúcar acima de 5 t ha<sup>-1</sup> pode interceptar todo o produto aplicado, porém,



além da quantidade de palhada, o intervalo e volume de chuvas após aplicação podem aumentar a lixiviação do produto retido na palhada.

Correlacionando-se os estudos citados com os resultados obtidos nesta etapa da tese, pode-se aferir que a roçagem anterior a aplicação, além de reduzir área foliar, tenha gerado quantidades significativas de palhada, o que possivelmente interfira na quantidade de produto capaz de chegar até o terço inferior das plantas e até mesmo ao solo e raízes, reduzindo o efeito destes herbicidas sobre as plantas. A redução da ação herbicida dos tratamentos aplicados pôde ser observada pela menor eficácia de controle em *Paspalum virgatum* e nas menores injúrias causadas às forrageiras.

## 5.2 Etapa II: absorção e deposição

De modo geral nesta etapa do trabalho observou-se que a deposição de ambos os ingredientes ativos (Imazapir e Imazapic) 0 e 24 horas após aplicação em *S. indicus* foi significativamente menor em comparação as demais espécies (exceto para Imazapic em relação ao *Paspalum virgatum*, onde ambas não diferiram). Estes dados parecem indicar que existem características morfológicas nesta espécie que podem reduzir a permanência e absorção foliar do herbicida, o que pode explicar a menor eficácia de controle obtida para esta espécie nos experimentos a campo descritos na etapa anterior.

De Oliveira Júnior e Inoue (2011) descrevem diferentes fatores que podem determinar a seletividade de plantas a herbicidas, entre eles aqueles intrínsecos às características de cada espécie, como as relacionadas à retenção e absorção diferencial. Neste sentido, características foliares podem afetar a interceptação e retenção do herbicida, tais como superfície e ângulos de inserção foliar, forma, número e arranjo do dossel. Os autores apontam ainda que ângulos superiores a 45° em relação ao plano horizontal tendem a resultar em menor retenção de calda pela planta, devido ao maior potencial de escorrimento. Esta característica pode explicar as diferenças no depósito de *Sporobolus indicus* em relação às demais espécies.

Quando analisados também os valores de absorção relativa ao depósito para *Sporobolus* também as 24h após aplicação, nota-se que esta espécie também apresentou os menores valores médios para ambos os ingredientes ativos, diferindo significativamente de ambas as espécies de braquiária, porém não de *Panicum* e *Paspalum*.

Comparando-se apenas as forrageiras entre si, não são encontradas diferenças estatisticamente significativas entre *U. brizantha*, *U. decumbens* e *P. maximum* no que diz respeito à deposição dos herbicidas 24 horas após aplicação. Contudo, logo após aplicação (0

HAA), observou-se valores superiores de deposição de Imazapic para as braquiárias, o que parece estar associado ao teor externo deste ingrediente ativo mais baixo determinado nas plantas de *Panicum*. No caso do Imazapir, logo após aplicação *U. brizantha* apresentou maior valor médio de depósito, não diferindo de *U. decumbens*, enquanto *Panicum* apresentou novamente o menor valor entre elas, não diferindo, entretanto, de *U. decumbens*.

Ainda na análise comparativa entre as forrageiras, em relação a absorção relativa ao depósito observou-se que *Panicum* apresentou maior valor para Imazapir 24 horas após aplicação, porém não se diferiu das demais plantas forrageiras. Quanto ao Imazapic, *U. brizantha* apresentou maior valor relativo, também sem que houvesse diferença em relação ao *Panicum*. Estes dados parecem indicar que, apesar da tendência de apresentar menores depósitos em relação às demais forrageiras, *Panicum* parece ser eficiente em absorver as moléculas de herbicida que ficam depositadas sobre suas folhas.

Comparando estes resultados com os obtidos através dos experimentos a campo descritos na etapa anterior, levanta-se a hipótese que *Urochloa brizantha* e *Panicum maximum* sejam capazes de metabolizar os herbicidas do grupo das Imidazolinonas após sua absorção. Para *Urochloa decumbens* os experimentos a campo não trazem informações que possam levar a esta interpretação. Sabe-se, contudo, com base em relatos frequentes obtidos por engenheiros agrônomos em diferentes regiões do Brasil, que essa forrageira se apresenta mais susceptível a ação de herbicidas deste mesmo grupo, quando comparada as outras duas espécies mencionadas. Neste caso, sugere-se também que exista alguma diferença metabólica entre elas, uma vez que estes estudos não apresentaram diferenças significativas em relação ao depósito e absorção.

Avaliando a eficácia de diferentes misturas de herbicidas inibidores da ALS, Pereira e Carmona (2000) observaram um percentual de controle de 65% para *U. decumbens* 60 dias após a aplicação de herbicida composto por Imazapic (525 g.kg<sup>-1</sup>) e Imazapir (275 g.kg<sup>-1</sup>) na dose de 90 g ai. ha<sup>-1</sup>. Estes dados, ainda que a dose utilizada seja inferior àquelas discutidas nesta tese, ajudam a evidenciar a susceptibilidade de *U. decumbens* a este grupo de herbicidas. Já Santos et al. (2009) apontam em seus resultados que a aplicação de 119 g [i.a.] ha<sup>-1</sup> de Imazapic atingiu eficácia de controle de *U. decumbens* de 77% aos 65 dias após aplicação em áreas sem palhada de cana-de-açúcar e 100% em áreas sem palhada. Estes dados reforçam a menor tolerância de *U. decumbens* a herbicidas deste grupo.

Outro ponto que chama atenção no que diz respeito à caracterização da deposição e absorção dos ingredientes ativos Imazapic e Imazapir é a comparação direta entre *Panicum*

*maximum* e *Paspalum virgatum*. Tomando como base os resultados de eficácia de controle obtidos no campo para estas duas espécies, nota-se que a planta daninha foi muito mais susceptível a ação destes herbicidas, apresentando resultados de controle acima de 70% aos 90 dias na dose de 400 g [p.c.] ha<sup>-1</sup> para herbicida a base de Imazapic + Imazapir (tratamento 4), desconsiderando-se as variáveis relacionadas à época, local ou manejo. Para este mesmo tratamento, a forrageira *P. maximum* apresentou sintomas de fitotoxicidade visuais de 16% aos 90 dias após aplicação, seguindo a mesma escala visual. Em contrapartida, estas duas espécies não diferiram estatisticamente em relação ao teor de Imazapic ou Imazapir depositado 0 ou 24 horas após aplicação, tão pouco quanto ao valor de absorção relativo ao depósito em ambos os momentos de análise. Estes resultados, novamente levam à hipótese de que exista uma diferença relativa à capacidade de estas espécies metabolizarem os herbicidas em questão, tema da próxima etapa desta tese.

### 5.3 Etapa III: caracterização fisiológica

As alterações relacionadas ao metabolismo, ou à fotossíntese, não são responsáveis pela morte das plantas submetidas à aplicação de Imazapic + Imazapir. Porém, foram observadas diferenças significativas nas plantas tratadas e não tratadas.

#### 5.3.1 Metabolização do herbicida e estresse oxidativo

Partindo-se da hipótese levantada na Etapa II, a comparação entre a forrageira *Panicum maximum* e *Paspalum virgatum* nas primeiras 24 horas após aplicação (1 DAA) aponta que a atividade da enzima glutationa-S-transferase foi, em média, 65% superior nas plantas de *Panicum maximum* que receberam aplicação do herbicida em relação à testemunha sem aplicação, enquanto, no mesmo momento, a planta daninha *Paspalum virgatum* apresentou atividade relativa da GST inferior à testemunha.

Ainda comparando estas duas espécies no mesmo momento, a atividade da enzima peroxidase foi, em média, 21% superior em *P. maximum* quando comparada à testemunha e inferior em *P. virgatum*, também a 1 DAA. Situação similar observou-se para atividade da superóxido dismutase na forrageira, que apresentou atividade média 58% superior à testemunha, enquanto a planta daninha apresentou, novamente, redução neste mesmo período. Já para atividade da enzima catalase o mesmo não foi verdadeiro, observou-se uma redução em sua atividade na forrageira e leve aumento de 2% na atividade na planta daninha. Quando avaliado o conteúdo de peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), vemos uma redução de 30% na

fornageira tratada em relação à testemunha sem aplicação e 3% de redução na planta daninha, enquanto a peroxidação lipídica foi 32% inferior à testemunha na forrageira e 113% superior em *P. virgatum*.

Neste sentido, Lacerda (2014) também observou maiores valores de peroxidação lipídica em plântulas de soja cujas sementes haviam sido submetidas a tratamentos químicos com formulações de fungicidas não específicas para esta finalidade, concluindo a autora que os tratamentos químicos causaram estresse oxidativo às plântulas.

Estas comparações permitem aferir que houve maior eficiência na forrageira em relação a metabolização do herbicida nas primeiras 24 horas após aplicação. Esses dados são corroborados em parte por Zabalza et al. (2007), que apontaram leve aumento na peroxidação lipídica de plantas de ervilha tratadas com Imazetapir. No entanto, a análise das enzimas antioxidantes superóxido dismutase (SOD), peroxidase de ascorbato (APX), redutase de glutathione (GR), catalase (CAT) e peroxidase de guaiacol (GPX), mostrou que houve apenas um aumento na atividade da GPX nas folhas. Dessa forma, a conclusão dos autores aponta que o estresse oxidativo não está relacionado ao modo de ação dos inibidores de ALS, visto que as alterações foram consideradas baixas e em momentos em que não seriam decisivas. Ao analisar os resultados apresentados pelos autores, nota-se que a peroxidação lipídica nas plantas tratadas se mostra maior do que na testemunha apenas a partir dos cinco dias após aplicação, enquanto a superóxido dismutase já apresenta atividade superior a partir de três dias após aplicação.

Por outro lado, Eceiza et al. (2023), apontam que plantas sensíveis de *Amaranthus palmeri* tratadas com Nicossulfuron (herbicida inibidor da enzima ALS) apresentaram, sete dias após aplicação do herbicida, um aumento no conteúdo de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, na peroxidação lipídica e atividades enzimáticas antioxidantes (entre elas SOD e catalase), enquanto as plantas resistentes não mostraram essas respostas, indicando que o estresse oxidativo está relacionado à inibição da ALS. Estes autores apontam ainda que doses sub-letais do mesmo herbicida já foram suficientes para induzir uma resposta significativa no aparato anti-oxidante, indicando que a letalidade apresentadas por herbicidas deste grupo não depende somente dos efeitos do estresse oxidativo.

Em relação às demais espécies estudadas, *U. decumbens* e *U. brizantha* também apresentaram aumento na atividade da enzima GST nas primeiras 24 e 48 horas após aplicação do herbicida, quando *P. virgatum* e *S. indicus* apresentaram níveis mais baixos nas plantas tratadas em relação à testemunha até três dias após aplicação. Em relação à atividade da peroxidase, além de *P. maximum*, as outras espécies forrageiras também apresentaram valores

superiores à testemunha a 1 DAA (116 e 1% para *U. decumbens* e *U. brizanhta*, respectivamente). Aos 3 dias após aplicação todas as espécies já apresentavam atividade reduzida da peroxidase em relação à testemunha.

No caso da catalase, *U. decumbens* apresentou níveis de atividade superiores à testemunha sem aplicação em todos os momentos avaliados e nota-se, de modo geral, uma maior atividade relativa em *P. virgatum* do que em *P. maximum* nas primeiras 48 horas após aplicação, o que pode estar relacionado também ao maior teor de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> observado na forrageira.

Ao analisar com mais profundidade a enzima superóxido dismutase, nota-se maior atividade relativa à testemunha nas primeiras 24 horas após aplicação, sobretudo em *U. decumbens* e *P. virgatum* e, em menor intensidade em *U. brizanhta*. Esta enzima é responsável pela dismutação do radical superóxido (O<sub>2</sub><sup>-</sup>) para peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) e oxigênio (O<sub>2</sub>) (TAIZ & ZEIGER, 2013), o que pode explicar o maior conteúdo de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> nas forrageiras aos 2 DAA. Por outro lado, a peroxidase, que catalisa a oxidação do peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) para água (H<sub>2</sub>O), somente apresentou níveis superiores de atividade relativa nas forrageiras no primeiro dia após aplicação (1 DAA (exceto em *U. decumbens* que ainda manteve nível de atividade superior aos 2 DAA). Lacerda (2014) observa também aumento de conteúdo H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e conseqüente aumento na atividade da enzima catalase em plântulas de soja cujas sementes haviam sido submetidas à tratamento químico, em comparação à testemunha.

Ainda, segundo dos Santos et al. (2022), com a intensificação nas condições de estresse hídrico houve aumento no conteúdo de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e conseqüente aumento na peroxidação lipídica, fatores que, associados ao aumento no ácido shiquímico e baixas doses de glifosato foram considerados pelo autor como gatilhos para ação de enzimas anto-oxidantes, como SOD, POD e catalase. Este autor aponta ainda que baixas doses de glifosato podem agir como atenuadores dos efeitos do déficit hídrico, permitindo que a planta mantenha ou mesmo aumente o metabolismo, por aumentar a atividade de diferentes enzimas antioxidantes.

Uma possível explicação para a formação de espécies reativas de oxigênio (ROS) após a inibição de ALS seria a respiração residual. Plantas tratadas com inibidores de ALS são supostas a exibir uma respiração residual mais alta, aumentando o consumo de oxigênio e dando origem a uma maior proporção de oxigênio disponível para ser utilizado na formação de ROS (ZABALZA et al., 2007).

Souza (2011) conclui que existe envolvimento da enzima citocromo P450 monooxigenase na metabolização do herbicida Diuron em *Digitaria nuda*, levando às plantas desta espécie a serem mais tolerantes a ação do herbicida, enquanto a glutathiona-S-transferase foi menos efetiva na detoxificação de herbicidas dos grupos das triazinas (PS II) e feniluréias

(inibidores da ALS). Estes resultados reforçam a importância de estudar outras enzimas envolvidas na metabolização de herbicidas não abordadas nesta Tese.

### 5.3.2 Fotossíntese e trocas gasosas

Diversos estudos apontam alterações nas trocas gasosas de plantas submetidas à aplicação de herbicidas que atuam na inibição da enzima acetolactato sintetase. Nenhum destes estudos sugere que esta seja a causa da morte das plantas, mas sim consequência da alteração de diversas rotas metabólicas. A relação entre inibição da fotossíntese e paralisação do crescimento das plantas também é discutida por alguns autores. Sabe-se que a interrupção do desenvolvimento de plantas submetidas à ação destes herbicidas está relacionada a interrupção na produção de aminoácidos essenciais, por tanto, fica difícil concluir de forma definitiva a natureza da relação entre fotossíntese e inibição do crescimento.

Gaston et al. (2002) concluem que a respiração foi menor em plantas de ervilha tratadas com Imazetapir, enquanto houve um aumento nas atividades fermentativas. Os autores sugerem que a redução na atividade da acetolactato sintase (ALS) pode resultar em um metabolismo fermentativo aumentado, que pode estar envolvido na inibição do crescimento e na morte da planta.

Por outro lado, Riethmuller-Haage et al. (2006) demonstraram que o Metsulfuron-methyl (inibidor da ALS), ainda que não tenha como sítio de ação processos diretamente relacionados à fotossíntese, interferiu na fotossíntese em *Solanum nigrum*. Os resultados revelaram uma redução progressiva na fixação de CO<sub>2</sub>, eficiência quântica dos fotossistemas I e II, e conteúdo de clorofila. Estes autores debatem ainda que, embora pareça que a redução na fotossíntese não seja devida à restrição do crescimento, não se pode inferir diretamente que o oposto seja verdadeiro. A rápida redução no crescimento, contrastando com a redução mais gradual na capacidade fotossintética, sugere uma possível causa comum, mas não uma dependência direta entre a inibição da fotossíntese e redução na *força-dreno*.

Já Zabalza et al. (2013), ao investigar inibidores de biossíntese de aminoácidos, observaram uma redução na fotossíntese líquida e acúmulo de carboidratos em ervilhas tratadas, apontados como consequência na redução da força de dreno. Para estes autores, a inibição da ALS teve impacto significativo no metabolismo do nitrogênio, evidenciado pelo aumento do pool de aminoácidos livres. A acumulação de aminoácidos é apontada como um efeito fisiológico comum dos inibidores ALS, contribuindo para a eficácia herbicida desses compostos.

Gaston et al. (2003) exploraram as alterações nas mitocôndrias em resposta à inibição ALS. A inibição causou aumento na oxidase alternativa (AOX) e acumulação de piruvato. Esses efeitos precederam a queda na atividade da via do citocromo, sugerindo a participação da via alternativa mitocondrial na respiração total. Isso destaca adaptações celulares frente à inibição de aminoácidos de cadeia ramificada no que diz respeito a processos ligados à respiração mitocondrial. Nesta linha, em trabalho de revisão bibliográfica, Zhou et al. (2007) discutem que, embora o aumento na via AOX (Oxidase Alternativa) possa intensificar a resposta adaptativa à inibição da ALS (acetolactato sintase), ainda não está claro se esse aumento está diretamente envolvido no processo de morte das plantas. A indução do metabolismo fermentativo desencadeado pela inibição de herbicidas ALS também pode ter implicações fisiológicas relevantes, uma vez que as elevadas atividades fermentativas podem resultar na síntese de compostos tóxicos para as plantas, como acetaldeído, etanol e lactato.

Dentro deste contexto, os resultados obtidos na etapa III deste trabalho não parecem ser muito conclusivos no que diz respeito a relação entre fotossíntese e inibição da enzima ALS.

### 5.3.3 Índice Spad

Inibidores da enzima acetolactato sintase (ALS) podem exercer influência no teor de clorofila principalmente devido aos efeitos que têm na biossíntese de aminoácidos. A redução na disponibilidade de aminoácidos afeta a síntese de proteínas, incluindo aquelas relacionadas à estrutura e função dos cloroplastos. Esse impacto pode levar a uma diminuição na produção de pigmentos cloroplastídicos, como a clorofila, que são essenciais para a absorção de luz durante a fotossíntese. Os resultados obtidos por Riethmuller-Haage et al. (2006) corroboram esta hipótese ao determinar redução no conteúdo de clorofila após aplicação de herbicida inibidor da ALS.

Os resultados obtidos na Etapa III apontam para reduções no valor Spad (que pode ser extrapolado através de equação matemática para o teor de clorofila) em todas as espécies, e a intensidade desta redução variou entre as leituras realizadas aos 7, 15, 30 e 60 dias após aplicação dos tratamentos. Apenas as plantas daninhas apresentaram valores acima da testemunha sem aplicação de herbicida aos 07 e 60 dias após aplicação. Contudo, estas leituras podem apresentar interferência de sintomas de necrose em *P. virgatum* aos 60 DAA. Para resultados mais precisos relacionados ao teor de clorofila e diferenças entre as espécies, outras metodologias precisariam ter sido adotadas.

### 5.3.4 Massa de matéria seca

*Paspalum virgatum* foi a espécie que apresentou maior redução relativa à testemunha na massa de matéria seca da parte aérea, o que coincide com os dados de eficácia de controle observados nos experimentos conduzidos em pastagens já estabelecidas (etapa I), em que esta planta daninha mostra-se mais suscetível a ação do herbicida a base de Imazapir + Imazapic. Por outro lado, a forrageira *Panicum maximum* apresentou, a menor redução comparativamente às plantas sem aplicação de herbicida, o que também corrobora os resultados obtidos a campo, onde esta forrageira mostrou-se a mais tolerante à ação do herbicida (Figura 107).

Quanto à massa de matéria seca da raiz, todas as espécies apresentaram redução acima de 50% quando comparadas às plantas não tratadas, o que indica que avaliações visuais de fitotoxicidade devem ser analisadas com cautela, pois as áreas de pastagem, ainda que apresentem parte aérea aparentemente saudável, podem ter redução em seu sistema radicular e serem, por tanto, mais suscetíveis a eventos climáticos, super pastejo e outros tipos de estresse abiótico ou biótico.

A menor redução relativa na massa de matéria seca de raízes foi observada em *S. indicus*, o que parece ser explicado pela menor deposição e absorção de herbicida em plantas desta espécie na etapa II. Ainda sobre o sistema radicular, *Paspalum virgatum* e *Urochloa decumbens* apresentaram as maiores reduções relativas.

A redução significativa no sistema radicular de *U. decumbens* pode explicar por que, em observações a campo, esta espécie de forrageira mostra-se mais sensível às imidazolinonas. Muitas vezes as pastagens no Brasil se encontram em algum grau de degradação e submetidas a práticas de manejo inadequadas. Nestas situações, a aplicação de herbicidas que comprometam o sistema radicular das plantas pode agravar ainda mais a situação e torná-las mais suscetíveis também a outras fontes de estresse biótico ou abiótico.





## 6 CONCLUSÃO

As cinco espécies estudadas ao longo de todas as etapas pertencem à família *Poaceae* e compartilham características botânicas e fisiológicas similares. Entretanto, apresentam diferentes níveis de tolerância a herbicidas inibidores da enzima acetolactato sintetase, como ficou evidente nos experimentos conduzidos em áreas de pastagens já estabelecidas.

Estas diferenças, sobretudo entre a planta daninha *Sporobolus indicus* e demais espécies, podem ser explicadas inicialmente pela deposição e absorção. As características morfológicas desta espécie, como ângulo de inserção das folhas e superfície foliar podem explicar os menores valores na deposição, por exemplo. Além disso, estudos mais detalhados em relação à composição da cutícula, presença de tricomas, entre outros, precisam ser conduzidos para maiores esclarecimentos relacionados também a absorção relativa ao depósito.

Por outro lado, o *Paspalum virgatum* não apresentou desempenho distinto das outras espécies alvo deste estudo (forrageiras) em termos de absorção e deposição. Desta forma, a principal hipótese para explicar as diferenças na tolerância apoia-se em fatores relacionados ao metabolismo vegetal. Neste sentido os resultados obtidos em relação à atividade da enzima GST parecem indicar que a forrageira apresenta maior eficiência na metabolização do herbicida. Além disso, outros parâmetros relacionados ao metabolismo antioxidante parecem apontar diferenças entre as espécies.

Ainda que estes dados ajudem a caracterizar as diferenças fisiológicas entre as espécies após a aplicação de herbicida a base de Imazapir e Imazapic, fica claro que dados relacionados à atividade de outras enzimas como, por exemplo do citocromo-P450 poderiam trazer mais luz a estas conclusões.



## REFERÊNCIAS

- ABIEC. Associação Brasileira das Indústrias Exportadoras de Carnes Beef report. Perfil da pecuária no Brasil. <http://abiec.com.br/publicacoes/beef-report-2021>. 2021.
- ALEXIEVA, V.; SERGIEV, I.; MAPELLI, S.; KARANOV, E. The effect of drought and ultraviolet radiation on growth and stress markers in pea and wheat. **Plant, Cell & Environment**, v.24, n.12, p.1337-1344, 2001.
- AMERICAN CYANAMID COMPANY. Plateau herbicide for weed control, native grass establishment and turf growth suppression on roadsides and other noncrop areas. 2000.
- ANDRADE, C.M.S.; FONTES, J. Biologia e manejo de capim-navalha e capim-capeta em pastagens. 2015.
- ANDRADE, C.M.S.; FONTES, J.R.A.; OLIVEIRA, T.K.; FARINATTI, L.H.E. Reforma de pastagens com alta infestação de capim-navalha (*Paspalum virgatum*). 2012.
- BATES, L.S.; WALDREN, R.A.; TEARE, I.D. Rapid determination of free proline for water-stress studies. **Plant and Soil**, v.39, p.205-207, 1973.
- BEAUCHAMP, C.; FRIDOVICH, I. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. **Analytical Biochemistry**, v.44, n.1, p.276-287, 1971.
- BEVILAQUA, N.D.C. Dinâmica e ação do nicosulfuron em híbridos de milho. 2019.
- BEYER, E.M.; DUFFY, M.J.; HAY, J.V.; SCHLUETER, D.D.; KEARNEY, P.C.; KAUFMAN, D.D. Sulfonylureas. **Herbicides: Chemistry, degradation, and mode of action**, v.3, p.117-189, 1988.
- BOGDAN, A.V. Tropical pasture and fodder plants. Longman. 1977.
- BOR, M.; ÖZDEMİR, F.; TÜRKAN, I. The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in leaves of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) and wild beet (*Beta maritima* L.). **Plant Science**, v.164, n.1, p.77-84, 2003.
- BRADFORD, M.M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical biochemistry**, v.72, n.1-2, p.248-254, 1976.
- CABI. *Paspalum virgatum* (sword grass). **Compendium of Ornamental Foliage Plant Diseases**. <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.109622>. 2018.
- CABI. *Sporobolus indicus* (smut grass). **Compendium of Ornamental Foliage Plant Diseases**. <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.117307>. 2022.
- CACERES, N.T. *Plantas Daninhas em Pastagens: Biologia, Manejo e Controle*. Editora: Nova Consciência. ISBN: 9786599622113. 2021.
- CARVALHO, L.D. **Herbicidas**. Lages: Ed. Autor. 62p. 2013.

CARVALHO, S.J.P.D.; NICOLAI, M.; FERREIRA, R.R.; FIGUEIRA, A.V.D.O.; CHRISTOFFOLETI, P.J. Herbicide selectivity by differential metabolism: considerations for reducing crop damages. **Scientia Agricola**, v.66, p.136-142, 2009.

CATANEO, A.C.; CHAMMA, K.L.; FERREIRA, L.C.; DÉSTRO, G.F.G.; DE SOUSA, D.C.F. Atividade de superóxido dismutase em plantas de soja (*Glycine max* L.) cultivadas sob estresse oxidativo causado por herbicida. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v.4, n.2, p.23-31. 2005.

CAVENAGHI, A.L.; VELINI, E.D.; CORRÊA, M.R.; MEDEIROS, D.; DEGASPARI, N. Dinâmica do herbicida Imazapic aplicado sobre a palha de cana-de-açúcar. In: **Congresso Brasileiro da Ciência das Plantas Daninhas**, v.25, p.360, 2006.

CECATO, U.; BARBOSA, M.; SAKAGUTI, E.; DAMASCENO, J.; SUZUKI, E.; MEURER, F. Avaliação de cultivares de *Panicum maximum* Jacq. **Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.33, p.109-111, 1996.

CHAMORRO, D. Sistema de evaluación de especies forrajeras: Conceptos y procedimientos técnicos. Gramíneas y leguminosas. *Boletín de investigación*. Tolima, Colombia: El Espinal, p.21, 1988.

CHRISTOFFOLETI, P.J.; VICTORIA FILHO, R.; SILVA, C.B.D. Resistência de plantas daninhas aos herbicidas. **Planta Daninha**, v.12, p.13-20, 1994.

CORREA, L.D.A.; SANTOS, P.M. Manejo e utilização de plantas forrageiras dos gêneros *Panicum*, *Brachiaria* e *Cynodon*. 2009.

CUMMINS, I.; DIXON, D.P.; FREITAG-POHL, S.; SKIPSEY, M.; EDWARDS, R. Multiple roles for plant glutathione transferases in xenobiotic detoxification. **Drug metabolism reviews**, v.43, n.2, p.266-280, 2011.

DALAZEN, G. Expressão gênica associada à degradação de Imazetapir e efeito da temperatura e da concentração de CO<sub>2</sub> em capim-arroz. 2016.

DE OLIVEIRA JÚNIOR, R.S.; INOUE, M.H. Seletividade de herbicidas para culturas e plantas daninhas. **Biologia**. 2011.

DEVINE, M.; DUKE, S.O.; FEDTKE, C. Physiology of herbicide action. **PTR Prentice Hall**. 1992.

DIAS FILHO, M.B. Controle de capim-capeta [(*Sporobolus indicus* (L.) R. Br.)] em pastagens no estado do Pará. Embrapa- Amazônia Oriental. **Comunicado Técnico**, 268. 2015

DIAS FILHO, M.B. **Degradação de pastagens: processos, causas e estratégias de recuperação**. Embrapa Amazônia Oriental. 2007.

DIAS FILHO, M.B. **Diagnóstico das pastagens no Brasil**. Embrapa Amazônia Oriental. Documentos, 402. 2014.

DIAS FILHO, M.B. Plantas invasoras em pastagens cultivadas da Amazônia: estratégias de manejo e controle. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Centro de Pesquisa Agropecuária do Trópico Úmido. 103p. 1990.

DIAS, M.C.L.D.L.; ALVES, S.J. Avaliação da viabilidade de sementes de *Brachiaria brizantha* (Hochst. ex A. Rich) Stapf pelo teste de tetrazólio. **Revista Brasileira de Sementes**, v.30, p.145, 2008.

DIXON, D.P.; LAPTHORN, A.; EDWARDS, R. Plant glutathione transferases. **Genome Biology**, v.3, n.3, p.1-10, 2002.

DOS SANTOS, J.C.C.; SILVA, D.M.R.; AMORIM, D.J.; DO ROSÁRIO ROSA, V.; DOS SANTOS, A.L.F.; VELINI, E.D.; ... DE ALMEIDA SILVA, M. Glyphosate hormesis attenuates water deficit stress in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) by modulating physiological and biochemical mediators. **Science of The Total Environment**, v.810, 152204. 2022.

DOS SANTOS, J.C.C.; SILVA, D.M.R.; AMORIM, D.J.; DO ROSÁRIO ROSA, V.; DOS SANTOS, A.L.F.; VELINI, E.D.; ... DE ALMEIDA SILVA; M. Glyphosate hormesis attenuates water deficit stress in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) by modulating physiological and biochemical mediators. **Science of The Total Environment**, v.810, 152204. 2022.

ECEIZA, M.V.; BARCO-ANTOÑANZAS, M.; GIL-MONREAL, M.; HUYBRECHTS, M.; ZABALZA, A.; CUYPERS, A.; ROYUELA, M. Role of oxidative stress in the physiology of sensitive and resistant *Amaranthus palmeri* populations treated with herbicides inhibiting acetolactate synthase. **Frontiers in Plant Science**, v.13, 1040456. 2023.

FAGAN, E.B. A cultura da soja: modelo de crescimento e aplicação da estrobilurina piraclorobina (Tese de Doutorado. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba. 83p.). 2007.

FERRAZ, F.M. Pastagens garantem o futuro da agropecuária brasileira. **Anualpec-anuário da pecuária brasileira**. São Paulo: FNP Consultoria e Agroinformativos, p.55-56, 2003.

FRIDOVICH, I.; MEISTER, A. Advances in enzymology and related areas of molecular biology. **Meister AI**, v.58, p.61-97, 1986.

GASTON, S.; ZABALZA, A.; GONZÁLEZ, E.M.; ARRESE-IGOR, C.; APARICIO-TEJO, P. M.; ROYUELA, M. Imazethapyr, an inhibitor of the branched-chain amino acid biosynthesis, induces aerobic fermentation in pea plants. **Physiologia plantarum**, v.114, n.4, 524-532, 2002.

GASTON, S; RIBAS-CARBO, M.; BUSQUETS, S.; BERRY, J.A.; ZABALZA, A.; ROYUELA, M. Changes in mitochondrial electron partitioning in response to herbicides inhibiting branched-chain amino acid biosynthesis in soybean. **Plant Physiology**, v.133, n.3, p.1351-1359, 2003.

HABIG, W.H.; JAKOBY, W.B. Assays for differentiation of glutathione S-Transferases. In: **Methods in enzymology**, v.77, p.398-405. Academic press. 1981.

HABIG, W.H.; PABST, M.J.; JAKOBY, W.B. Glutathione S-transferases: the first enzymatic step in mercapturic acid formation. **Journal of biological Chemistry**, v.249, n.22, p.7130-7139, 1974.

HACKER, E.; BIERINGER, H.; WILLMS, L.; RÖSCH, W.; KÖCHER, H.; WOLF, R. Mefenpyr-diethyl: a safener for fenoxaprop-P-ethyl and iodosulfuron in cereals. **Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz**, Sonderh, v.17, p.493-500, 2000.

HATZIOS, K.K.; BURGOS, N. Metabolism-based herbicide resistance: regulation by safeners. **Weed Science**, v.52, n.3, p.454-467, 2004.

HEAP, I. The international herbicide-resistant weed database. 2020.

HEATH, R.L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of biochemistry and biophysics*, v.125, n.1, p.189-198, 1968.

HERLING, V.R.; BRAGA, G.J.; LUZ, P.H.C. Tobiata, Tanzânia e Mombaça. In: **Anais do XVII Simpósio sobre Manejo de Pastagens**. Piracicaba: FEALQ, p.21-64, 2000.

HERNANDEZ, D.D.; ALVES, P.L.C.A.; MARTINS, J.V.F. Influência do resíduo de colheita de cana-de-açúcar sem queima sobre a eficiência dos herbicidas Imazapic e Imazapic+ pendimethalin. **Planta Daninha**, v.19, p.419-426, 2001.

HRAC. Herbicide Resistance Action Committee Mode of action <https://hracglobal.com/tools/hrac-mode-of-action-classification-2022-map>. 2022.

HUAN, Z.B.; ZHANG, H.J.; ZHEN, H.O.U.; ZHANG, S.Y.; ZHANG, Y.; LIU, W.T.; ... WANG, J.X. Resistance level and metabolism of barnyard-grass (*Echinochloa crusgalli* (L.) Beauv.) populations to quizalofop-p-ethyl in Heilongjiang Province, China. **Agricultural Sciences in China**, v.10, n.12, p.1914-1922, 2011.

INOUE, M.H.; SILVA, B.E.; PEREIRA, K.M.; SANTANA, D.C.; CONCIANI, P.A.; SZTOLTZ, C.L. Levantamento fitossociológico em pastagens. **Planta Daninha**, v.30, p.55-63, 2012.

JANK, L. **A história do *Panicum maximum* no Brasil**. Jc Maschietto, Artemídia, Ago, v.1, n.1, p.37-41, 2003.

JANK, L. Potencial do gênero *Panicum*. In: **Simpósio Brasileiro de Nutrição Animal**. Campinas, p.25-33, 1985.

JEFFRIES, M.D.; GANNON, T.W.; YELVERTON, F.H. Herbicide inputs and mowing affect vasey grass (*Paspalum urvillei*) control. **Weed Technology**, v.31, n.1, p.120-129, 2017.

KENT, L.M.; WILLS, G.D.; SHAW, D.R. Influence of ammonium sulfate, imazapyr, temperature, and relative humidity on the absorption and translocation of Imazethapyr. **Weed Science**, v.39, n.3, p.412-416, 1991.

KIELOCH, R.; KUCHARSKY, M. Weed species response to two formulations of iodosulfuron methyl sodium and amidosulfuron mixture applied at various environmental conditions. **Polish Journal of Agronomy**, v.8, n.8, p.15-19, 2012.

KRAEMER, A.F.; MARCHESAN, E.; AVILA, L.A.; MACHADO, S.L.O.; GROHS, M. Destino ambiental dos herbicidas do grupo das Imidazolinonas: revisão. **Planta Daninha**, v.27, p.629-639, 2009.

LACERDA, M.P. Caracterização fisiológica de plântulas de soja submetidas a diferentes tratamentos químicos. (Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo). 2014.

LAROSSA, R.A.; VAN DYK, T.K.; SMULSKI, D.R. Toxic accumulation of alpha-ketobutyrate caused by inhibition of the branched-chain amino acid biosynthetic enzyme acetolactate synthase in *Salmonella typhimurium*. **Journal of Bacteriology**, v.169, n.4, p.1372-1378, 1987.

LEITE, C.R.F.; DE ALMEIDA, J.C.V.; PRETE, C.E.C. Aspectos fisiológicos, bioquímicos e agronômicos dos herbicidas inibidores da enzima ALS (AHAS). 68p. **CRF Leite**. 1998.

LEVINE, A.; TENHAKEN, R.; DIXON, R.; LAMB, C. H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> from the oxidative burst orchestrates the plant hypersensitive disease resistance response. **Cell**, v.79, n.4, p.583-593, 1994.

LIMA FILHO, O.D.; MALAVOLTA, E.; CABRAL, C.P. Avaliação preliminar de um medidor portátil de clorofila como ferramenta para o manejo da adubação nitrogenada do cafeeiro. **Brazilian Arq. Biology Technology**, v.40, p.642-650, 1997.

LORENZI, H. **Plantas invasoras do Brasil: terrestres aquáticas, parasitas e tóxicas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum. 2008.

MALEFYT, T.; QUAKENBUSH, L. Influence of environmental factors on the biological activity of the Imidazolinone herbicides. In: **The Imidazolinone Herbicides**, p.103-128). CRC Press. 1991.

MANEA, A.; LEISHMAN, M.R.; DOWNEY, P.O. Exotic C<sub>4</sub> grasses have increased tolerance to glyphosate under elevated carbon dioxide. **Weed Science**, v.59, n.1, p.28-36, 2011.

MARQUES, A.S.; MARCHI, S.R.; PINHEIRO, G.H.R.; MARQUES, R.F.; MARTINS, C.C. Emergence of razor grass on the basis of origin and seed depth in the soil profile. **Planta Daninha**, v.37, e019214034. 2019.

MARTINI, L.; NOLDIN, J.; AVILA, L. Seletividade de herbicidas na cultura do arroz irrigado submetido ao estresse por baixas temperaturas. In: **Congresso Brasileiro da Ciência das Plantas Daninhas**, v.28, p.253-257, 2012.

MARTINS, D.; DE MARCHI, S.R.; MARQUES, R.F. Biologia e manejo de plantas daninhas em pastagens no Brasil. Semina: **Ciências Agrárias**, v.43, n.1, p.459-482, 2022.

MATOS, A.K.A.D. Uniformidade na deposição e dinâmica de formulações de Diuron e Sulfentrazone em solo, palha e plantas de cana-de-açúcar. 2018.

MATZENBACHER, F.O.; BORTOLY, E.D.; KALSING, A.; MEROTTO, A. Distribution and analysis of the mechanisms of resistance of barnyard grass (*Echinochloa crus-galli*) to Imidazolinone and quinclorac herbicides. **The Journal of Agricultural Science**, v.153, n.6, p.1044-1058, 2015.

McCULLOUGH, P.E.; HART, S.E. Temperature influences creeping bent grass (*Agrostis stolonifera*) and annual bluegrass (*Poa annua*) response to bispyribac-sodium. **Weed Technology**, v.20, n.3, p.728-732, 2006.



MILES, J.W.; MAASS, B.L.; DO VALLE, C.B. **Brachiaria: Biology, Agronomy, and Improvement**. CIAT. p.115-139, 1996.

MONQUERO, P.A.; AMARAL, L.R.D.; SILVA, A.C.D.; BINHA, D.P.; SILVA, P.V.D. Eficácia de herbicidas em diferentes quantidades de palha de cana-de-açúcar no controle de *Ipomoea grandifolia*. **Bragantia**, v.68, p.367-372, 2009.

MORAN, R. Formulae for determination of chlorophyllous pigments extracted with N, N-dimethylformamide. **Plant Physiology**, v.69, n.6, p.1376-1381, 1982.

MORAN, R.; PORATH, D. Chlorophyll determination in intact tissues using N, N-dimethylformamide. **Plant Physiology**, v.65, n.3, p.478-479, 1980.

MOREIRA, A.; BRAGANÇA, G.F. **Manual de identificação de capins e plantas forrageiras**. Embrapa Gado de Corte. 2010.

NUNES, S.G.; BOOCK, A.; PENTEADO, M.D.O.; GOMES, D.T. *Brachiaria brizantha* cv. *Marandu*. 1984.

OLIVEIRA JUNIOR, R.D. Mecanismos de ação de herbicidas. **Biologia e Manejo de Plantas Daninhas**, v.1, p.142-192, 2011.

OLSON, B.L.; AL-KHATIB, K.; STAHLMAN, P.; ISAKSON, P.J. Efficacy and metabolism of MON 37500 in *Triticum aestivum* and weedy grass species as affected by temperature and soil moisture. **Weed Science**, v.48, n.5, p.541-548, 2000.

PADILLA, C.; FEBLES, G.; SARDIÑAS, Y. El espartillo *Sporobolus indicus* L/R. Br. Contribución a los estudios de su biología, control y efectos en la degradación de los pastizales. **Memorias II Foro Latinoamericano Pastos y Forrajes**, 2003.

PARK, E.Y.; KIM, J.S.; CHO, K.Y.; PYON, J.Y. Physiology of anthocyanin accumulation in corn leaves treated with metsulfuron-methyl. **Korean Journal of Weed Science**, v.18, n.3, p.246-256, 1998.

PEIXOTO, P.H.P.; CAMBRAIA, J.; SANT'ANNA, R.; MOSQUIM, P.R.; MOREIRA, M.A. Aluminum effects on lipid peroxidation and on the activities of enzymes of oxidative metabolism in sorghum. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.11, n.3, p.137-143, 1999.

PEREIRA, R.C.; CARMONA, R. Seletividade e eficácia de misturas de herbicidas do grupo das Imidazolinonas em milho tolerante. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v.1, n.1, p.45-52, 2000.

POWLES, S.B.; YU, Q. Evolution in action: plants resistant to herbicides. **Annual Review of Plant Biology**, v.61, p.317-347, 2010.

QUATTROCCHI, U. CRC world dictionary of grasses: common names, scientific names, eponyms, synonyms, and etymology-3 volume set. **CRC Press**. 2006.

RIAR, D.S.; NORSWORTHY, J.K.; BOND, J.A.; BARARPOUR, M.T.; WILSON, M.J.; SCOTT, R.C. Resistance of *Echinochloa crus-galli* populations to acetolactate synthase-inhibiting herbicides. **International Journal of Agronomy**, 2012.

RIECHERS, D.E.; KREUZ, K.; ZHANG, Q. Detoxification without intoxication: herbicide safeners activate plant defense gene expression. **Plant Physiology**, v.153, n.1, p.3-13, 2010.

RIETHMULLER-HAAGE, I.; BASTIAANS, L.; HARBINSON, J.; KEMPENAAR, C.; KROPFF, M.J. Influence of the acetolactate synthase inhibitor metsulfuron-methyl on the operation, regulation and organization of photosynthesis in *Solanum nigrum*. **Photosynthesis Research**, v.88, p.331-341, 2006.

RIGON, C.A.; GAINES, T.A.; KÜPPER, A.; DAYAN, F.E. Metabolism-based herbicide resistance, the major threat among the non-target site resistance mechanisms. **Outlooks on Pest Management**, v.31, n.4, p.162-168, 2020.

ROCHA, K.R.; MARCA, V.; ABUD, L.L.S. Utilização de Atrazina e Imazetapir no controle de infestação do Capim Capeta (*Sporobolus indicus*) em Ruziziensis (*Brachiaria ruziziensis*). 2022.

ROMAN, E.S.; BECKIE, H.; VARGAS, L.; HALL, L.; RIZZARDI, M.A.; WOLF, T.M. Como funcionam os herbicidas: da biologia à aplicação. p.152. Passo Fundo: Berthier. 2007.

RUGGIERI, A.C. Manejo de pastagens - forragicultura - *Panicum maximum* Jcq. UNESP. 2014.

SANDERMANN JUNIOR, H. Plant metabolism of xenobiotics. **Trends in Biochemical Sciences**, v.17, n.2, p.82-84, 1992.

SANDERS, D.E.; STRAHAN, R.E.; GENTRY, G.T. Weed control with Plateau (Imazapic) and Oasis (Imazapic+ 2,4-D) in hybrid bermudagrass hay production. **Proceedings of the annual meeting-southern weed science society**, v.54, p.74-76, 2001.

SANTOS, G.; FRANCISCHINI, A.C.; NETO, A.M.O.; GUERRA, N.; ALONSO, D.G.; DAN, H.A.; ... CONSTANTIN, J. Eficácia e seletividade do herbicida Imazapic isolado ou associado a outros herbicidas aplicado com e sem cobertura de palha de cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v.8, n.3, p.75-84, 2009.

SANTOS, R.T.D.S. Caracterização de acessos e controle químico de *Paspalum virgatum* L. 2021.

SAVIC, J.; PLATIŠA, J.; DRAGIĆEVIĆ, M.; NIKOLIĆ, R.; BANJAC, N.; CINGEL, A.; VINTERHALTER, B. The activity of peroxidases and superoxide dismutases in transgenic phosphinothricin-resistant *Lotus corniculatus* shoots. **Archives of Biological Sciences**, v.62, n.4, p.1063-1070, 2010.

SCANDALIOS, J.G. Oxidative stress: molecular perception and transduction of signals triggering antioxidant gene defenses. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v.38, p.995-1014, 2005.

SCANDALIOS, J.G. Oxygen stress and superoxide dismutases. **Plant Physiology**, v.101, n.1, p.7, 1993.

SCHENK, M.A.M.; SCHENK, J.A.P. Aspectos gerais da fotossensibilização hepatógena em bovinos. Embrapa-CNPGC. 1983.

SEIFFERT, N.F. **Forrageiras do gênero Brachiaria**. Circular Técnica. Centro Nacional de Pesquisa em Gado de Corte, Embrapa. 1980.

SERRÃO, E.A.D.; SIMÃO NETO, M. Informações sobre duas espécies de gramíneas forrageiras do gênero *Brachiaria* na Amazônia: *B. decumbens* Stapf e *B. ruziziensis* Germain et Evrard. Belém: Instituto de Pesquisa e Experimentação Agropecuária do Norte. (IPEAN. Série: Estudos sobre forrageiras na Amazônia, v.2, n.1). 1971.

SHANER, D.L.; REIDER, M.L. Physiological responses of corn (*Zea mays*) to AC 243,997 in combination with valine, leucine, and isoleucine. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.25, n.2, p.248-257, 1986.

SIEGEL, B.Z. Plant peroxidases - an organismic perspective. **Plant Growth Regulation**, v.12, p.303-312, 1993.

SILVA, A.B.; MAGALHÃES, B.P. Avaliação de danos da cigarrinha-das-pastagens *Deois Incompleta* Walker às *Brachiaria spp.* In: Relatório técnico anual do CPATU. Belém, CPATU-Embrapa, p.99-100, 1980.

SILVA, A.D.B. Determinação de danos da cigarrinha-das-pastagens (*Deois incompleta*) à *Brachiaria humidicola* e *B. decumbens*. 1982.

SNOW, N.; LAU, A. Notes on grasses (*Poaceae*) in Hawaii. **Bishop Museum Occasional Papers**, v.107, p.46-60, 2010.

SOUZA, R.C.D. Características fisiológicas da tolerância de *Digitaria nuda* a herbicidas aplicados na cultura da cana-de-açúcar (Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo). 2011.

STEPTOE, P.J.; VENCILL, W.K.; GREY, T.L. Influence of moisture stress on herbicidal control of an invasive weed, Benghal dayflower (*Commelina benghalensis*). **Zeitschrift für pflanzenkrankheiten und pflanzenschutz-sonderheft**, v.20, p.907, 2006.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5ªed. Porto Alegre: Editora Artmed. 2013.

TAN, S.; EVANS, R.R.; DAHMER, M.L.; SINGH, B.K.; SHANER, D.L. Imidazolinone-tolerant crops: history, current status and future. **Pest Management Science: Formerly Pesticide Science**, v.61, n.3, p.246-257, 2005.

TEISSEIRE, H.; GUY, V. Copper-induced changes in antioxidant enzymes activities in fronds of duckweed (*Lemna minor*). **Plant Science**, v.153, n.1, p.65-72, 2000.

THÉRON, P.; BONNEFONT-ROUSSELOT, D.; DAVIT-SPRAUL, A.; CONTI, M.; LEGRAND, A. Biomarkers of oxidative stress: an analytical approach. **Current Opinion in Clinical Nutrition & Metabolic Care**, v.3, n.5, p.373-384, 2000.

TU, M.; HURD, C.; RANDALL, J.M. Weed control methods handbook: tools & techniques for use in natural areas. 2001.

TUFFI SANTOS, L.D.; SANTOS, I.C.; OLIVEIRA, C.H.; SANTOS, M.V.; FERREIRA, F.A.; QUEIROZ, D.S. Levantamento fitossociológico em pastagens degradadas sob condições de várzea. **Planta Daninha**, v.22, p.343-349, 2004.

- VAN EERD, L.L.; HOAGLAND, R.E.; ZABLOTOWICZ, R.M.; HALL, J.C. Pesticide metabolism in plants and microorganisms. **Weed Science**, v.51, n.4, p.472-495. 2003.
- VASCO, A.N.; MARQUES, R.F.; JUSTO, C.F.; MARTINS, D.; DE MARCHI, S.R. Morphoanatomical characterization to differentiate two biotypes of *Paspalum virgatum*. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.18, n.1, e1687-e1687. 2023.
- VELINI, E.D. Estudo e desenvolvimento de métodos experimentais e amostrais adaptados à matologia. 1995.
- VILELA, H. Pastagem: seleção de plantas forrageiras, implantação e adubação. Aprender Fácil. Viçosa. 2005.
- WERCK-REICHHART, D.; HEHN, A.; DIDIERJEAN, L. Cytochromes P450 for engineering herbicide tolerance. **Trends in Plant Science**, v.5, n.3, p.116-123, 2000.
- WSSA. Weed Science Society of America AC 263, 222. In: Herbicide Handbook, 7<sup>th</sup> Edition. Champaign, Illinois: **Weed Science Society of America**, p.352. 1994.
- XAVIER, E. Mecanismo de tolerância a herbicidas inibidores da ALS em cultivares de aveia branca (*Avena sativa* L.). 2018.
- YASUOR, H.; OSUNA, M.D.; ORTIZ, A.; SALDAIN, N.E.; ECKERT, J.W.; FISCHER, A.J. Mechanism of resistance to penoxsulam in late watergrass [*Echinochloa phyllopogon* (Stapf) Koss.]. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.57, n.9, p.3653-3660, 2009.
- YU, J.; MCCULLOUGH, P.E.; GREY, T. Physiological effects of temperature on turfgrass tolerance to amicarbazone. **Pest Management Science**, v.71, n.4, p.571-578, 2015.
- YU, Q.; POWLES, S. Metabolism-based herbicide resistance and cross-resistance in crop weeds: a threat to herbicide sustainability and global crop production. **Plant Physiology**, v.166, n.3, p.1106-1118, 2014.
- YUAN, J.S.; TRANEL, P.J.; STEWART, C.N. Non-target-site herbicide resistance: a family business. **Trends in Plant Science**, v.12, n.1, p.6-13, 2007.
- ZABALZA, A.; GASTON, S.; SANDALIO, L.M.; DEL RÍO, L.A.; ROYUELA, M. Oxidative stress is not related to the mode of action of herbicides that inhibit acetolactate synthase. **Environmental and Experimental Botany**, v.59, n.2, p.150-159, 2007.
- ZABALZA, A.; ZULET, A.; GIL-MONREAL, M.; IGAL, M.; ROYUELA, M. Branched-chain amino acid biosynthesis inhibitors: herbicide efficacy is associated with an induced carbon-nitrogen imbalance. **Journal of Plant Physiology**, v.170, n.9, p.814-821, 2013.
- ZHOU, Q.; LIU, W.; ZHANG, Y.; LIU, K.K. Action mechanisms of acetolactate synthase-inhibiting herbicides. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.89, n.2, p.89-96, 2007.
- ZISKA, L.H.; FAULKNER, S.; LYDON, J. Changes in biomass and root: shoot ratio of field-grown Canada thistle (*Cirsium arvense*), a noxious, invasive weed, with elevated CO<sub>2</sub>: implications for control with glyphosate. **Weed Science**, v.52, n.4, p.584-588, 2004.



## APÊNDICES

Apêndice A. Análise de Variância para *U. brizantha*

BRABR - GST 01DAA					BRABR - POD 01DAA					BRABR - SOD 01DAA					BRABR - CAT 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.363	0.363	0.934	0.371	1	0.204	0.204	0.061	0.81	1	6387.175	6387.175	0.953	0.367	1	6589772.4	6589772.43	107.732	0
6	2.331	0.388			6	20.013	3.336			6	40222.171	6703.695			6	367008.9	61168.15		
BRABR - GST 02DAA					BRABR - POD 02DAA					BRABR - SOD 02DAA					BRABR - CAT 02DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	16.342	16.342	75.995	0	1	84.069	84.069	7.218	0.03	1	13.157	13.157	0.001	0.98	1	38722.83	38722.83	1.639	0.248
6	1.290	0.215			6	69.887	11.648			6	120100.180	20016.697			6	141715.50	23619.25		
BRABR - GST 03DAA					BRABR - POD 03DAA					BRABR - SOD 03DAA					BRABR - CAT 03DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	56.881	56.881	162.959	0	1	17776.220	17776.22	2890.635		1	778428.06	778428.06	66.545	0	1	12969065.85	12969065.85	1120.843	0
6	2.094	0.349			6	36.898	6.15			6	70187.01	11697.83			6	69424.86	11570.81		
BRABR - GST 30DAA					BRABR - POD 30DAA					BRABR - SOD 30DAA					BRABR - CAT 30DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.729	0.729	4.608	0.075	1	0.204	0.204	0.01	0.92	1	4326.702	4326.702	0.397	0.552	1	6662579.7	6662579.72	108.098	0
6	0.950	0.158			6	120.994	20.166			6	65374.920	10895.820			6	369806.6	61634.43		

**Figura 83. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. brizantha* (BRABR) referentes à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

BRABR - Proteína 01DAA					BRABR - PL 01DAA					BRABR - H2O2 01DAA					BRABR - Prolina 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.117	0.117	30.283	0.002	1	99.279	99.279	44.05	0.001	1	26.738	26.738	1.926	0.215	1	0.069	0.069	7.4	0.035
6	0.023	0.004			6	13.523	2.254			6	83.318	13.886			6	0.056	0.009		
BRABR - Proteína 02DAA					BRABR - PL 02DAA					BRABR - H2O2 02DAA					BRABR - Prolina 02DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.000	0.000	0.069	0.801	1	51.445	51.445	80.43	0	1	0.737	0.737	0.185	0.682	1	0.004	0.004	4.541	0.077
6	0.028	0.005			6	3.838	0.640			6	23.960	3.993			6	0.005	0.001		
BRABR - Proteína 03DAA					BRABR - PL 03DAA					BRABR - H2O2 03DAA					BRABR - Prolina 03DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.001	0.001	30.619	0.001	1	359.704	359.704	650.839	0	1	1342.181	1342.181	31.401	0.001	1	0	0	8.207	0.029
6	0.000	0.000			6	3.316	0.553			6	256.459	42.743			6	0	0		
BRABR - Proteína 30DAA					BRABR - PL 30DAA					BRABR - H2O2 30DAA					BRABR - Prolina 30DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.142	0.142	12.762	0.012	1	96.385	96.385	64.284	0	1	26.738	26.738	4.216	0.086	1	0.025	0.025	4.496	0.078
6	0.067	0.011			6	8.996	1.499			6	38.057	6.343			6	0.033	0.005		

**Figura 84. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. brizantha* (BRABR) referentes ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

BRABR - Qleaf 01DAA					BRABR - Tleaf 01DAA					BRABR - ci 01DAA					BRABR - E 01DAA					BRABR - gs 01DAA					BRABR - A 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	366025	366025.0	0.889	0.445	1	1.00	1.00	0.415	0.585	1	3969	3969.0	1.964	0.296	1	0.003	0.003	0.519	0.546	1	0	0			1	0.250	0.250	1.621	0.331
2	823049	411524.5			2	4.82	2.41			2	4041	2020.5			2	0.012	0.006			2	0	0			2	0.308	0.154		
BRABR - Qleaf 02DAA					BRABR - Tleaf 02DAA					BRABR - ci 02DAA					BRABR - E 02DAA					BRABR - gs 02DAA					BRABR - A 02DAA				
1	3570.125	3570.125	0.035	0.85	1	0.720	0.720	0.012	0.915	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	1	0.000	0.000	0.005	0.945	1	0.000	0	1.043	0.346	1	1.201	1.201	0.792	0.408	
6	620768.750	103461.458			6	351.635	58.606			412832.75	68805.46			6	0.517	0.086			6	0.001	0			6	9.097	1.516			
BRABR - Qleaf 03DAA					BRABR - Tleaf 03DAA					BRABR - ci 03DAA					BRABR - E 03DAA					BRABR - gs 03DAA					BRABR - A 03DAA				
1	127021.5	127021.50	1.632	0.27	1	0.667	0.667	0.016	0.906	1	637656	637656	0.486	0.524	1	0.091	0.091	1.425	0.299	1	0	0	0	1	1	0.427	0.427	0.497	0.52
4	311247.3	77811.83			4	169.987	42.497			4	5246791	1311698			4	0.256	0.064			4	0	0			4	3.436	0.859		
BRABR - Qleaf 30DAA					BRABR - Tleaf 30DAA					BRABR - ci 30DAA					BRABR - E 30DAA					BRABR - gs 30DAA					BRABR - A 30DAA				
1	12.5	12.50	0	0.986	1	0.125	0.125	0.032	0.863	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	1	0.004	0.004	0.618	0.462	1	0	0	0	1	1	0.084	0.084	0.415	0.543	
6	218385.5	36397.58			6	23.095	3.849			31766.750	5294.458			6	0.035	0.006			6	0	0			6	1.214	0.202			
BRABR - Qleaf 07DAA					BRABR - Tleaf 07DAA					BRABR - ci 07DAA					BRABR - E 07DAA					BRABR - gs 07DAA					BRABR - A 07DAA				
1	81200.67	81200.67	0.828	0.414	1	0.007	0.007	0	0.986	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	1	0.007	0.007	2.532	0.187	1	0	0	1	0.374	1	0.096	0.096	0.59	0.485	
4	392182.67	98045.67			4	76.167	19.042			97366.667	24341.667			4	0.011	0.003			4	0	0			4	0.653	0.163			
BRABR - Qleaf 15DAA					BRABR - Tleaf 15DAA					BRABR - ci 15DAA					BRABR - E 15DAA					BRABR - gs 15DAA					BRABR - A 15DAA				
1	3504.167	3504.167	0.131	0.73	1	8.882	8.882	0.148	0.72	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	1	0.001	0.001	0.156	0.713	1	0	0	1	0.374	1	0.010	0.010	0.039	0.852	
4	107234.667	26808.667			4	239.973	59.993			3762000	3762000	0.646	0.467	4	0.035	0.009			4	0	0			4	1.058	0.264			
BRABR - Qleaf 60DAA					BRABR - Tleaf 60DAA					BRABR - ci 60DAA					BRABR - E 60DAA					BRABR - gs 60DAA					BRABR - A 60DAA				
1	41334.0	41334.00	0.594	0.484	1	3.840	3.840	0.125	0.742	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	1	0.004	0.004	0.041	0.85	1	0	0	0.5	0.519	1	0.687	0.687	0.478	0.527	
4	278405.3	69601.33			4	122.973	30.743			2166.0	2166.00	0.08	0.792	4	0.367	0.092			4	0	0			4	5.748	1.437			

**Figura 85. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. brizantha* (BRABR) referentes ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA.**

### Apêndice B. Análise de Variância para *P. maximum*

PANMA - GST 01DAA					PANMA - POD 01DAA					PANMA - SOD 01DAA					PANMA - CAT 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	4.934	4.934	22.193	0.003	1	741.547	741.547	56.415	0	1	885069.54	885069.5	82.662	0	1	1383094.2	1383094.19	47.673	0
6	1.334	0.222			6	78.866	13.144			6	64242.61	10707.1			6	174070.9	29011.81		
PANMA - GST 02DAA					PANMA - POD 02DAA					PANMA - SOD 02DAA					PANMA - CAT 02DAA				
1	0.357	0.357	2.649	0.155	1	39737.432	39737.432	101.262	0	1	24698139.4	24698139.35	618.202	0	1	6045.471	6045.471	1.274	0.302
6	0.808	0.135			6	2354.539	392.423			6	239709.5	39951.59			6	28474.574	4745.762		
PANMA - GST 03DAA					PANMA - POD 03DAA					PANMA - SOD 03DAA					PANMA - CAT 03DAA				
1	1108.283	1108.283	234.906	0	1	383418.435	383418.435	563.055	0	1	9496057.3	9496057.34	176.728	0	1	41231357.5	41231357.55	753.013	0
6	28.308	4.718			6	4085.765	680.961			6	322395.5	53732.59			6	328530.9	54755.15		
PANMA - GST 30DAA					PANMA - POD 30DAA					PANMA - SOD 30DAA					PANMA - CAT 30DAA				
1	0.059	0.059	2.323	0.178	1	599.321	599.321	107.403	0	1	481114.15	481114.151	65.022	0	1	3029128.7	3029128.74	104.394	0
6	0.152	0.025			6	33.481	5.580			6	44395.32	7399.219			6	174097.7	29016.28		

**Figura 86. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. maximum* (PANMA) referentes à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

PANMA - Proteína 01DAA					PANMA - PL 01DAA					PANMA - H2O2 01DAA					PANMA - Prolina 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.045	0.045	16.782	0.006	1	55.375	55.375	31.561	0.001	1	187.628	187.628	21.195	0.004	1	0.128	0.128	3.145	0.127
6	0.016	0.003			6	10.527	1.755			6	53.114	8.852			6	0.245	0.041		
PANMA - Proteína 02DAA					PANMA - PL 02DAA					PANMA - H2O2 02DAA					PANMA - Prolina 02DAA				
1	0.206	0.206	157.221	0	1	26.738	26.738	300.155	0	1	114.133	114.133	53.369	0	1	0.118	0.118	311.485	0
6	0.008	0.001			6	0.534	0.089			6	12.831	2.139			6	0.002	0.000		
PANMA - Proteína 03DAA					PANMA - PL 03DAA					PANMA - H2O2 03DAA					PANMA - Prolina 03DAA				
1	0.002	0.002	5.105	0.065	1	52.277	52.277	49.235	0	1	11400.263	11400.263	56.685	0	1	0.003	0.003	116.749	0
6	0.002	0.000			6	6.371	1.062			6	1206.695	201.116			6	0.000	0.000		
PANMA - Proteína 30DAA					PANMA - PL 30DAA					PANMA - H2O2 30DAA					PANMA - Prolina 30DAA				
1	0.045	0.045	16.782	0.006	1	47.595	47.595	43.939	0.001	1	187.628	187.628	21.195	0.004	1	0.163	0.163	18.465	0.005
6	0.016	0.003			6	6.499	1.083			6	53.114	8.852			6	0.053	0.009		

**Figura 87. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. maximum* (PANMA) referentes ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**



PANMA - Qleaf 01DAA					PANMA - Tleaf 01DAA					PANMA - ci 01DAA					PANMA - E 01DAA					PANMA - gs 01DAA					PANMA - A 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	393756.2	393756.2	0.9	0.443	1	1.00	1.000	0.615	0.515	1	4970.25	4970.25	1.861	0.306	1	0.005	0.005	0.576	0.527	1	0	0	1	0.423	1	0.593	0.593	1.558	0.338
2	875236.5	437618.2			2	3.25	1.625			2	5342.50	2671.25			2	0.017	0.009			2	0	0			2	0.761	0.380		
PANMA - Qleaf 02DAA					PANMA - Tleaf 02DAA					PANMA - ci 02DAA					PANMA - E 02DAA					PANMA - gs 02DAA					PANMA - A 02DAA				
1	37812.5	37812.5	0.555	0.484	1	0.781	0.781	0.014	0.911	1	1953.125	1953.125	0.088	0.777	1	0.221	0.221	2.582	0.159	1	0.000	0	0.103	0.759	1	2.797	2.797	9.835	0.02
6	408435.0	68072.5			6	342.328	57.055			6	132905.750	22150.958			6	0.514	0.086			6	0.003	0			6	1.706	0.284		
PANMA - Qleaf 03DAA					PANMA - Tleaf 03DAA					PANMA - ci 03DAA					PANMA - E 03DAA					PANMA - gs 03DAA					PANMA - A 03DAA				
1	104.167	104.167	0.002	0.969	1	2.16	2.160	0.04	0.851	1	7235820	7235820	1.537	0.283	1	0.013	0.013	0.127	0.739	1	0.000	0	0.4	0.561	1	0.147	0.147	0.066	0.809
4	238004.667	59501.167			4	216.58	54.145			4	18832869	4708217			4	0.411	0.103			4	0.001	0			4	8.860	2.215		
PANMA - Qleaf 30DAA					PANMA - Tleaf 30DAA					PANMA - ci 30DAA					PANMA - E 30DAA					PANMA - gs 30DAA					PANMA - A 30DAA				
1	41760.5	41760.50	1.819	0.226	1	0.001	0.001	0	0.987	1	145260.5	145260.50	1.592	0.254	1	0.035	0.035	1.159	0.323	1	0	0	0.273	0.62	1	2.599	2.599	0.859	0.39
6	137713.5	22952.25			6	26.058	4.343			6	547403.5	91233.92			6	0.182	0.030			6	0	0			6	18.161	3.027		
PANMA - Qleaf 07DAA					PANMA - Tleaf 07DAA					PANMA - ci 07DAA					PANMA - E 07DAA					PANMA - gs 07DAA					PANMA - A 07DAA				
1	76614.0	76614.00	0.808	0.419	1	0.015	0.015	0.001	0.979	1	48061.5	48061.5	4.444	0.103	1	0.00	0.00	0.007	0.938	1	0	0			1	0.583	0.583	5.42	0.08
4	379077.3	94769.33			4	79.000	19.750			4	43256.0	10814.0			4	0.04	0.01			4	0	0			4	0.430	0.108		
PANMA - Qleaf 15DAA					PANMA - Tleaf 15DAA					PANMA - ci 15DAA					PANMA - E 15DAA					PANMA - gs 15DAA					PANMA - A 15DAA				
1	221952.7	221952.67	2.619	0.181	1	9.627	9.627	0.159	0.711	1	536406	536406	1.078	0.358	1	0.020	0.020	1.262	0.324	1	0	0			1	0.099	0.099	0.951	0.385
4	339008.7	84752.17			4	242.373	60.593			4	1991276	497819			4	0.065	0.016			4	0	0			4	0.416	0.104		
PANMA - Qleaf 60DAA					PANMA - Tleaf 60DAA					PANMA - ci 60DAA					PANMA - E 60DAA					PANMA - gs 60DAA					PANMA - A 60DAA				
1	240.667	240.667	0.004	0.951	1	1.707	1.707	0.052	0.83	1	54.00	54.00	0.004	0.952	1	0.010	0.010	0.442	0.543	1	0	0	1	0.374	1	0.109	0.109	0.198	0.679
4	227862.667	56965.667			4	130.727	32.682			4	53693.33	13423.33			4	0.087	0.022			4	0	0			4	2.207	0.552		

**Figura 88. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. maximum* (PANMA) referentes ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 07, 15 e 60 DAA.**

### Apêndice C. Análise de Variância para *U. decumbens*

BRADC - GST 01DAA					BRADC - POD 01DAA					BRADC - SOD 01DAA					BRADC - CAT 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	24.044	24.044	85.763	0	1	1417.152	1417.152	58.19	0	1	638574.94	638574.94	77.239	0	1	4619729.05	4619729.05	922.759	0
6	1.682	0.280			6	146.123	24.354			6	49605.36	8267.56			6	30038.58	5006.43		
BRADC - GST 02DAA					BRADC - POD 02DAA					BRADC - SOD 02DAA					BRADC - CAT 02DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	9.690	9.690	180.436	0	1	26385.990	26385.990	883.547	0	1	228741.30	228741.299	56.678	0	1	10366190.5	10366190.51	640.101	0
6	0.322	0.054			6	179.182	29.864			6	24214.69	4035.781			6	97167.7	16194.62		
BRADC - GST 03DAA					BRADC - POD 03DAA					BRADC - SOD 03DAA					BRADC - CAT 03DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	38.927	38.927	92.183	0	1	1413.901	1413.901	833.373	0	1	2456367.8	2456367.83	137.283	0	1	157994.0	157993.96	2.077	0.2
6	2.534	0.422			6	10.180	1.697			6	107356.3	17892.71			6	456412.5	76068.75		
BRADC - GST 30DAA					BRADC - POD 30DAA					BRADC - SOD 30DAA					BRADC - CAT 30DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	208.163	208.163	209.056	0	1	1163.461	1163.461	75.096	0	1	638574.94	638574.94	118.536	0	1	3224905.2	3224905.21	102.344	0
6	5.974	0.996			6	92.958	15.493			6	32323.08	5387.18			6	189063.4	31510.58		

**Figura 89. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. decumbens* (BRADC) referente à atividade da enzima glutathiona-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

BRADC - Proteína 01DAA					BRADC - PL 01DAA					BRADC - H2O2 01DAA					BRADC - Prolina 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.885	0.885	97.18	0	1	32.265	32.265	5.726	0.054	1	219.895	219.895	14.872	0.008	1	0.045	0.045	5.744	0.054
6	0.055	0.009			6	33.810	5.635			6	88.714	14.786			6	0.047	0.008		
BRADC - Proteína 02DAA					BRADC - PL 02DAA					BRADC - H2O2 02DAA					BRADC - Prolina 02DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.367	0.367	257.114	0	1	0.949	0.949	1.055	0.344	1	37.062	37.062	8.709	0.026	1	0.022	0.022	16.272	0.007
6	0.009	0.001			6	5.396	0.899			6	25.532	4.255			6	0.008	0.001		
BRADC - Proteína 03DAA					BRADC - PL 03DAA					BRADC - H2O2 03DAA					BRADC - Prolina 03DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.019	0.019	47.568	0	1	1.649	1.649	0.429	0.537	1	1547.335	1547.335	33.151	0.001	1	0.019	0.019	47.568	0
6	0.002	0.000			6	23.051	3.842			6	280.054	46.676			6	0.002	0.000		
BRADC - Proteína 30DAA					BRADC - PL 30DAA					BRADC - H2O2 30DAA					BRADC - Prolina 30DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.877	0.877	41.657	0.001	1	1.746	1.746	0.454	0.526	1	219.895	219.895	14.872	0.008	1	0.061	0.061	27.346	0.002
6	0.126	0.021			6	23.105	3.851			6	88.714	14.786			6	0.013	0.002		

**Figura 90. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. decumbens* (BRADC) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

BRADC - Qleaf 01DAA					BRADC - Tleaf 01DAA					BRADC - ci 01DAA					BRADC - E 01DAA					BRADC - gs 01DAA					BRADC - A 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	756.25	756.25	0.73	0.483	1	5.76	5.76	1.65	0.328	1	196	196.0	0.247	0.668	1	0.005	0.005	0.551	0.535	1	0	0	1	0.423	1	0.027	0.027	0.282	0.649
2	2070.50	1035.25			2	6.96	3.49			2	1585	792.5			2	0.018	0.009			2	0	0			2	0.193	0.097		
BRADC - Qleaf 02DAA					BRADC - Tleaf 02DAA					BRADC - ci 02DAA					BRADC - E 02DAA					BRADC - gs 02DAA					BRADC - A 02DAA				
1	36992.0	36992.0	0.369	0.566	1	0.451	0.451	0.009	0.927	1	6496	6496	0.168	0.697	1	0.000	0.000	0.008	0.93	1	0.000	0	0.077	0.791	1	0.035	0.035	0.033	0.861
6	602265.5	100377.6			6	292.838	48.806			6	232692	38782			6	0.324	0.054			6	0.001	0			6	6.309	1.052		
BRADC - Qleaf 03DAA					BRADC - Tleaf 03DAA					BRADC - ci 03DAA					BRADC - E 03DAA					BRADC - gs 03DAA					BRADC - A 03DAA				
1	19040.67	19040.67	0.556	0.497	1	0.882	0.882	0.024	0.884	1	137410.7	137410.67	2.313	0.203	1	0.000	0.000	0.001	0.971	1	0	0	1	0.374	1	0.680	0.680	0.95	0.385
4	137015.33	34253.83			4	145.667	36.417			4	237626.7	59406.67			4	0.182	0.045			4	0	0			4	2.863	0.716		
BRADC - Qleaf 30DAA					BRADC - Tleaf 30DAA					BRADC - ci 30DAA					BRADC - E 30DAA					BRADC - gs 30DAA					BRADC - A 30DAA				
1	2664.5	2664.50	0.063	0.811	1	0.211	0.211	0.058	0.817	1	178204.5	178204.50	2.09	0.198	1	0.001	0.001	0.05	0.83	1	0	0	0	1	1	4.961	4.961	1.719	0.238
6	254743.5	42457.25			6	21.668	3.611			6	511535.0	85255.83			6	0.121	0.020			6	0	0			6	17.315	2.886		
BRADC - Qleaf 07DAA					BRADC - Tleaf 07DAA					BRADC - ci 07DAA					BRADC - E 07DAA					BRADC - gs 07DAA					BRADC - A 07DAA				
1	682.667	682.667	0.005	0.947	1	0.042	0.042	0.003	0.962	1	179920.2	179920.2	0.835	0.413	1	0.000	0.000	0.038	0.855	1	0	0	1	0.374	1	0.005	0.005	0.209	0.671
4	550433.333	137608.333			4	63.473	15.868			4	862132.7	215533.2			4	0.016	0.004			4	0	0			4	0.103	0.026		
BRADC - Qleaf 15DAA					BRADC - Tleaf 15DAA					BRADC - ci 15DAA					BRADC - E 15DAA					BRADC - gs 15DAA					BRADC - A 15DAA				
1	2360.167	2360.167	0.136	0.731	1	7.042	7.042	0.131	0.735	1	108272.7	108272.67	3.923	0.119	1	0.260	0.260	1.434	0.297	1	0	0	1	0.374	1	2.160	2.160	5.187	0.085
4	68590.667	17397.667			4	214.293	53.573			4	110397.3	27599.33			4	0.726	0.182			4	0	0			4	1.666	0.416		
BRADC - Qleaf 60DAA					BRADC - Tleaf 60DAA					BRADC - ci 60DAA					BRADC - E 60DAA					BRADC - gs 60DAA					BRADC - A 60DAA				
1	2242.667	2242.667	0.012	0.917	1	3.682	3.682	0.121	0.746	1	13442.67	13442.67	1.073	0.359	1	0.299	0.299	1.451	0.295	1	0	0	1	0.374	1	5.453	5.453	1.334	0.312
4	722681.333	180670.333			4	122.207	30.552			4	50116.67	12529.17			4	0.825	0.206			4	0	0			4	16.354	4.089		

**Figura 91. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *U. decumbens* (BRADC) referente ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA.**

### Apêndice D. Análise de Variância para *S. indicus*

SPZIN - GST 01DAA					SPZIN - POD 01DAA					SPZIN - SOD 01DAA					SPZIN - CAT 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	2.156	2.156	52.13	0	1	3.020	3.020	0.617	0.462	1	4251.179	4251.179	0.468	0.519	1	264280.0	264279.97	5.104	0.065
6	0.248	0.041			6	29.378	4.896			6	54474.854	9079.142			6	310673.5	51778.91		
SPZIN - GST 02DAA					SPZIN - POD 02DAA					SPZIN - SOD 02DAA					SPZIN - CAT 02DAA				
1	18.564	18.564	43.392	0.001	1	27861.02	27861.023	301.472	0	1	11787006.8	11787006.81	248.463	0	1	1715985.5	1715985.46	41.615	0.001
6	2.567	0.428			6	554.50	92.417			6	284638.4	47439.73			6	247410.1	41235.02		
SPZIN - GST 03DAA					SPZIN - POD 03DAA					SPZIN - SOD 03DAA					SPZIN - CAT 03DAA				
1	0.038	0.038	0.219	0.656	1	1391.249	1391.249	36.349	0.001	1	661339.33	661339.33	96.033	0	1	3198429.0	3198428.983	1634.089	0
6	1.048	0.175			6	229.646	38.274			6	41319.72	6886.62			6	11743.9	1957.316		
SPZIN - GST 30DAA					SPZIN - POD 30DAA					SPZIN - SOD 30DAA					SPZIN - CAT 30DAA				
1	73.276	73.276	785.17	0	1	3.232	3.232	0.275	0.619	1	194263.27	194263.273	38.591	0.001	1	113774.7	113774.65	2.249	0.184
6	0.560	0.093			6	70.613	11.769			6	30203.42	5033.903			6	303542.2	50590.37		

**Figura 92. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *S. indicus* (SPZIN) referente à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

SPZIN - Proteína 01DAA					SPZIN - PL 01DAA					SPZIN - H2O2 01DAA					SPZIN - Prolina 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.013	0.013	1.122	0.33	1	10.907	10.907	5.405	0.059	1	1.247	1.247	0.832	0.397	1	0.009	0.009	1.101	0.334
6	0.072	0.012			6	12.108	2.018			6	8.991	1.498			6	0.047	0.008		
SPZIN - Proteína 02DAA					SPZIN - PL 02DAA					SPZIN - H2O2 02DAA					SPZIN - Prolina 02DAA				
1	0.020	0.02	2.032	0.204	1	13.077	13.077	11.043	0.016	1	50.993	50.993	14.145	0.009	1	0.010	0.010	1.897	0.218
6	0.059	0.01			6	7.105	1.184			6	21.630	3.605			6	0.032	0.005		
SPZIN - Proteína 03DAA					SPZIN - PL 03DAA					SPZIN - H2O2 03DAA					SPZIN - Prolina 03DAA				
1	0.002	0.002	28.367	0.002	1	20.029	20.029	16.862	0.006	1	91.702	91.702	16.732	0.006	1	0.002	0.002	274.401	0
6	0.000	0.000			6	7.127	1.188			6	32.883	5.481			6	0.000	0.000		
SPZIN - Proteína 30DAA					SPZIN - PL 30DAA					SPZIN - H2O2 30DAA					SPZIN - Prolina 30DAA				
1	0.006	0.006	0.913	0.376	1	10.907	10.907	5.524	0.057	1	1.247	1.247	0.832	0.397	1	0.027	0.027	3.488	0.111
6	0.043	0.007			6	11.847	1.974			6	8.991	1.498			6	0.046	0.008		

**Figura 93. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *S. indicus* (SPZIN) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

SPZIN - Qleaf 01DAA						SPZIN - Tleaf 01DAA						SPZIN - ci 01DAA						SPZIN - E 01DAA						SPZIN - gs 01DAA						SPZIN - A 01DAA					
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
1	9	9.0	0.003	0.959		1	4.41	4.41	1.011	0.42		1	625	625.0	1.131	0.399		1	0.046	0.046	0.87	0.449		1	0	0	0.2	0.698		1	0.119	0.119	1.246	0.38	
2	5341	2670.5				2	8.72	4.36				2	1105	552.5				2	0.106	0.053				2	0	0				2	0.191	0.096			
SPZIN - Qleaf 02DAA						SPZIN - Tleaf 02DAA						SPZIN - ci 02DAA						SPZIN - E 02DAA						SPZIN - gs 02DAA						SPZIN - A 02DAA					
1	595.125	595.125	0.007	0.935		1	0.281	0.281	0.007	0.937		1	44104.5	44104.5	0.038	0.852		1	0.008	0.008	0.26	0.629		1	0	0	0.2	0.67		1	0.336	0.336	2.232	0.186	
6	490543.750	81757.292				6	247.728	41.288				6	6943079.0	1157179.8				6	0.180	0.030				6	0	0				6	0.904	0.151			
SPZIN - Qleaf 03DAA						SPZIN - Tleaf 03DAA						SPZIN - ci 03DAA						SPZIN - E 03DAA						SPZIN - gs 03DAA						SPZIN - A 03DAA					
1	3408.167	3408.167	0.054	0.827		1	1.815	1.815	0.053	0.829		1	6858704	6858704	1.174	0.34		1	0.047	0.047	1.864	0.244		1	0	0	1	0.374		1	0.082	0.082	0.096	0.772	
4	251331.333	62832.833				4	137.213	34.303				4	23372397	5843099				4	0.100	0.025				4	0	0				4	3.387	0.847			
SPZIN - Qleaf 30DAA						SPZIN - Tleaf 30DAA						SPZIN - ci 30DAA						SPZIN - E 30DAA						SPZIN - gs 30DAA						SPZIN - A 30DAA					
1	6670.125	6670.125	0.162	0.701		1	0.045	0.045	0.013	0.914		1	69751.12	69751.12	1.044	0.346		1	0.000	0.000	0.046	0.837		1	0	0				1	0.788	0.788	1.118	0.331	
6	247277.750	41212.958				6	21.090	3.515				6	400771.75	66795.29				6	0.006	0.001				6	0	0				6	4.226	0.704			
SPZIN - Qleaf 07DAA						SPZIN - Tleaf 07DAA						SPZIN - ci 07DAA						SPZIN - E 07DAA						SPZIN - gs 07DAA						SPZIN - A 07DAA					
1	57232.67	57232.67	0.534	0.506		1	0.282	0.282	0.021	0.893		1	437400	437400	0.393	0.565		1	0.001	0.001	0.071	0.802		1	0	0				1	0.001	0.001	0.004	0.954	
4	428976.67	107244.17				4	54.627	13.657				4	4452782	1113196				4	0.034	0.008				4	0	0				4	0.867	0.217			
SPZIN - Qleaf 15DAA						SPZIN - Tleaf 15DAA						SPZIN - ci 15DAA						SPZIN - E 15DAA						SPZIN - gs 15DAA						SPZIN - A 15DAA					
1	136504.17	136504.17	7.008	0.057		1	0.007	0.007	0	0.989		1	156493.5	156493.5	0.226	0.66		1	0.002	0.002	1.299	0.318		1	0	0				1	0.015	0.015	0.798	0.422	
4	77917.33	19479.33				4	114.353	28.588				4	2775694.0	693923.5				4	0.005	0.001				4	0	0				4	0.075	0.019			
SPZIN - Qleaf 60DAA						SPZIN - Tleaf 60DAA						SPZIN - ci 60DAA						SPZIN - E 60DAA						SPZIN - gs 60DAA						SPZIN - A 60DAA					
1	6016.667	6016.667	0.107	0.76		1	1.042	1.042	0.036	0.859		1	3508291	3508291	1.282	0.321		1	0.000	0.000	0.088	0.781		1	0	0				1	0.075	0.075	0.898	0.397	
4	224974.667	56243.667				4	116.093	29.023				4	10947859	2736965				4	0.012	0.003				4	0	0				4	0.333	0.083			

**Figura 94. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *S. indicus* (SPZIN) referente a ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 07, 15 e 60 DAA.**

### Apêndice E. Análise de Variância para *P. virgatum*

PASVI - GST 01DAA					PASVI - POD 01DAA					PASVI - SOD 01DAA					PASVI - CAT 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.310	0.310	19.464	0.005	1	67.821	67.821	28.401	0.002	1	77873.46	77873.456	28.815	0.002	1	936.699	936.699	0.053	0.825
6	0.095	0.016			6	14.328	2.388			6	16215.29	2702.548			6	105815.916	17635.986		
PASVI - GST 02DAA					PASVI - POD 02DAA					PASVI - SOD 02DAA					PASVI - CAT 02DAA				
1	8.014	8.014	10.973	0.016	1	35.773	35.773	2.739	0.149	1	1202359.5	1202359.48	53.3	0	1	946921.6	946921.64	43.111	0.001
6	4.382	0.730			6	78.370	13.062			6	135350.3	22558.38			6	131789.9	21964.97		
PASVI - GST 03DAA					PASVI - POD 03DAA					PASVI - SOD 03DAA					PASVI - CAT 03DAA				
1	0.802	0.802	0.93	0.372	1	202226.457	202226.457	185.627	0	1	47127.213	47127.213	45.815	0.001	1	5703969.1	5703969.07	115.682	0
6	5.176	0.863			6	6536.529	1089.421			6	6171.878	1028.646			6	295842.9	49307.16		
PASVI - GST 30DAA					PASVI - POD 30DAA					PASVI - SOD 30DAA					PASVI - CAT 30DAA				
1	37.858	37.858	296.367	0	1	67.821	67.821	28.401	0.002	1	7631.542	7631.542	5.484	0.058	1	22.561	22.561	0.001	0.983
6	0.766	0.128			6	14.328	2.388			6	8349.280	1391.547			6	262253.490	43708.915		

**Figura 95. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. virgatum* (PASVI) referente à atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST), peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e catalase (CAT) aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

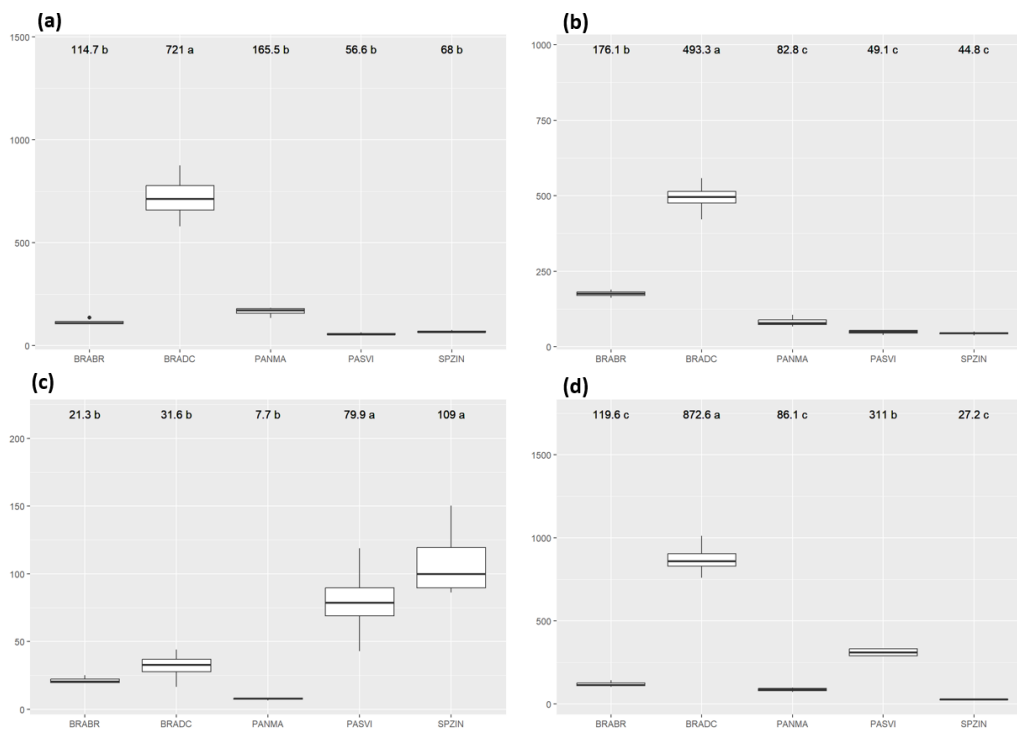
PASVI - Proteína 01DAA					PASVI - PL 01DAA					PASVI - H2O2 01DAA					PASVI - Prolina 01DAA				
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
1	0.000	0.00	0.043	0.842	1	609.021	609.021	129.271	0	1	0.629	0.629	0.324	0.59	1	0.071	0.071	11.95	0.014
6	0.058	0.01			6	28.267	4.711			6	11.647	1.941			6	0.036	0.006		
PASVI - Proteína 02DAA					PASVI - PL 02DAA					PASVI - H2O2 02DAA					PASVI - Prolina 02DAA				
1	1.343	1.343	141.244	0	1	466.977	466.977	190.682	0	1	19.846	19.846	10.476	0.018	1	0.002	0.002	0.676	0.442
6	0.057	0.010			6	14.694	2.449			6	11.367	1.894			6	0.014	0.002		
PASVI - Proteína 03DAA					PASVI - PL 03DAA					PASVI - H2O2 03DAA					PASVI - Prolina 03DAA				
1	0.003	0.003	254.067	0	1	50.775	50.775	9.261	0.023	1	413.745	413.745	22.451	0.003	1	0.005	0.005	33.002	0.001
6	0.000	0.000			6	32.895	5.483			6	110.572	18.429			6	0.001	0.000		
PASVI - Proteína 30DAA					PASVI - PL 30DAA					PASVI - H2O2 30DAA					PASVI - Prolina 30DAA				
1	0.000	0.000	0.033	0.863	1	497.448	497.448	48.058	0	1	1.314	1.314	0.28	0.616	1	0.008	0.008	0.892	0.381
6	0.077	0.013			6	62.105	10.351			6	28.164	4.694			6	0.051	0.009		

**Figura 96. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. virgatum* (PASVI) referente ao teor de proteína, peroxidação lipídica (PL), peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) e teor de prolina aos 1, 2, 3 e 30 DAA.**

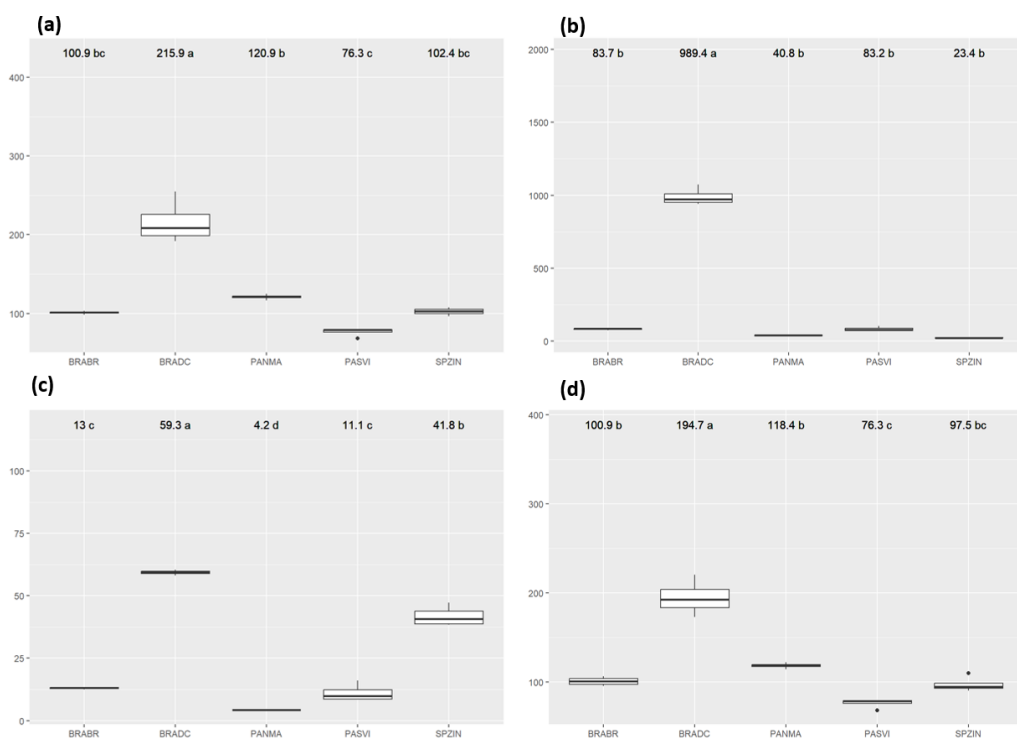
PASVI - Qleaf 01DAA						PASVI - Tleaf 01DAA						PASVI - ci 01DAA						PASVI - E 01DAA						PASVI - gs 01DAA						PASVI - A 01DAA					
Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)		Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
1	1	1	0	0.986		1	3.61	3.61	0.677	0.497		1	342.25	342.25	0.145	0.74		1	0.004	0.004	0.212	0.691		1	0	0	1	0.423		1	0.038	0.038	0.089	0.794	
2	5114	2557				2	10.66	5.33				2	4704.50	2352.25				2	0.034	0.017				2	0	0				2	0.857	0.428			
PASVI - Qleaf 02DAA						PASVI - Tleaf 02DAA						PASVI - ci 02DAA						PASVI - E 02DAA						PASVI - gs 02DAA						PASVI - A 02DAA					
1	16020.5	16020.50	0.273	0.62		1	1.051	1.051	0.028	0.873		1	2211.125	2211.125	0.233	0.646		1	0.038	0.038	0.075	0.793		1	0.000	0	0	1		1	0.110	0.110	0.013	0.912	
6	352171.0	58695.17				6	227.657	37.943				6	56939.750	9489.950				6	3.015	0.503				6	0.002	0				6	49.766	8.294			
PASVI - Qleaf 03DAA						PASVI - Tleaf 03DAA						PASVI - ci 03DAA						PASVI - E 03DAA						PASVI - gs 03DAA						PASVI - A 03DAA					
1	140.167	140.167	0.002	0.967		1	1.815	1.815	0.056	0.825		1	600.00	600.00	0.046	0.84		1	0.437	0.437	5.413	0.081		1	0	0	3.2	0.148		1	6.141	6.141	15.285	0.017	
4	291620.667	72905.167				4	129.940	32.485				4	52021.33	13005.33				4	0.323	0.081				4	0	0				4	1.607	0.402			
PASVI - Qleaf 30DAA						PASVI - Tleaf 30DAA						PASVI - ci 30DAA						PASVI - E 30DAA						PASVI - gs 30DAA						PASVI - A 30DAA					
1	36856.12	36856.12	1.124	0.33		1	0.011	0.011	0.003	0.955		1	288.0	288.000	0.173	0.692		1	0.021	0.021	0.756	0.418		1	0	0	3.857	0.097		1	0.106	0.106	0.189	0.679	
6	196742.75	32790.46				6	19.848	3.308				6	9969.5	1661.583				6	0.167	0.028				6	0	0				6	3.365	0.561			
PASVI - Qleaf 07DAA						PASVI - Tleaf 07DAA						PASVI - ci 07DAA						PASVI - E 07DAA						PASVI - gs 07DAA						PASVI - A 07DAA					
1	541.5	541.5	0.004	0.953		1	1.127	1.127	0.111	0.756		1	10752.67	10752.667	3.213	0.148		1	0.505	0.505	1.276	0.322		1	0.000	0	0.45	0.539		1	11.234	11.234	1.563	0.279	
4	541514.0	135378.5				4	40.547	10.137				4	13384.67	3346.167				4	1.581	0.395				4	0.001	0				4	28.752	7.188			
PASVI - Qleaf 15DAA						PASVI - Tleaf 15DAA						PASVI - ci 15DAA						PASVI - E 15DAA						PASVI - gs 15DAA						PASVI - A 15DAA					
1	8066.667	8066.667	0.213	0.669		1	0.167	0.167	0.007	0.936		1	19153.5	19153.5	2.338	0.201		1	0.104	0.104	0.405	0.559		1	0	0	1.8	0.251		1	0.112	0.112	0.022	0.888	
4	151783.333	37945.833				4	91.467	22.867				4	32768.0	8192.0				4	1.028	0.257				4	0	0				4	20.061	5.015			
PASVI - Qleaf 60DAA						PASVI - Tleaf 60DAA						PASVI - ci 60DAA						PASVI - E 60DAA						PASVI - gs 60DAA						PASVI - A 60DAA					
1	1.5	1.50	0	0.996		1	0.602	0.602	0.022	0.89		1	3552.667	3552.667	0.63	0.472		1	0.416	0.416	2.654	0.179		1	0.000	0	2.5	0.189		1	1.335	1.335	0.797	0.422	
4	258821.3	64705.33				4	111.053	27.763				4	22553.333	5638.333				4	0.627	0.157				4	0.001	0				4	6.700	1.675			

**Figura 97. Resultados da Análise de Variância (ANOVA) para *P. virgatum* (PASVI) referente ao fluxo de calor nas folhas (Qleaf), temperatura da folha (Tleaf), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), transpiração (E), condutância estomática (Gs), e fotossíntese líquida (A) aos 1, 2, 3, 30, 7, 15 e 60 DAA.**

## Apêndice F. Parâmetros fisiológicos

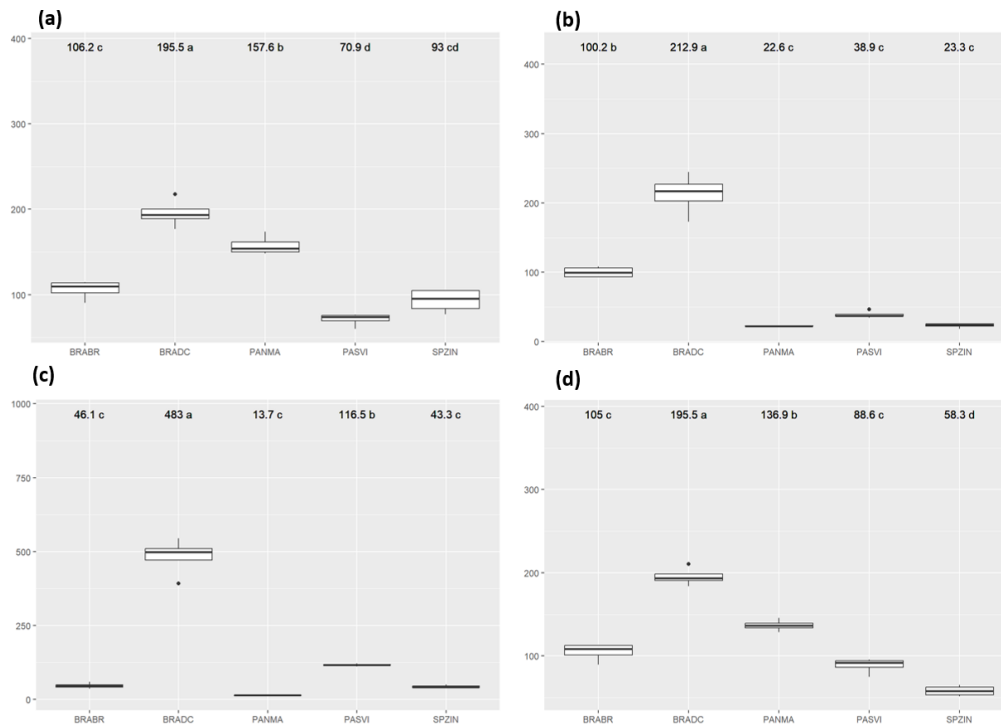


**Figura 98. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da enzima glutationa-S-transferase (GST) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**

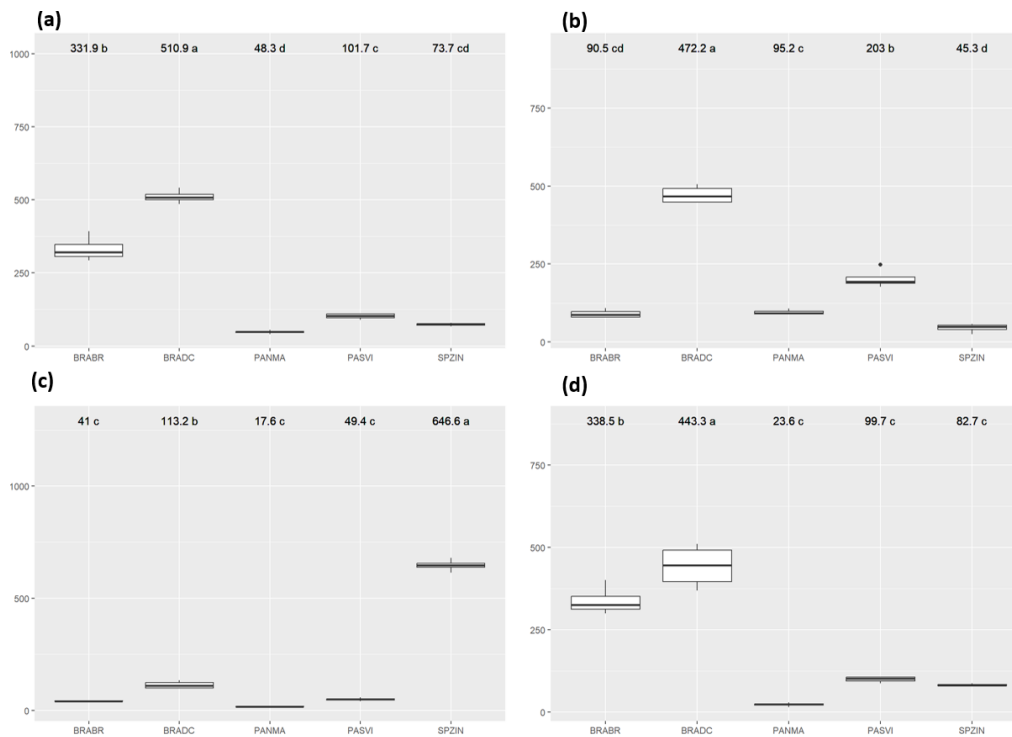


**Figura 99. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da peroxidase (POD) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**

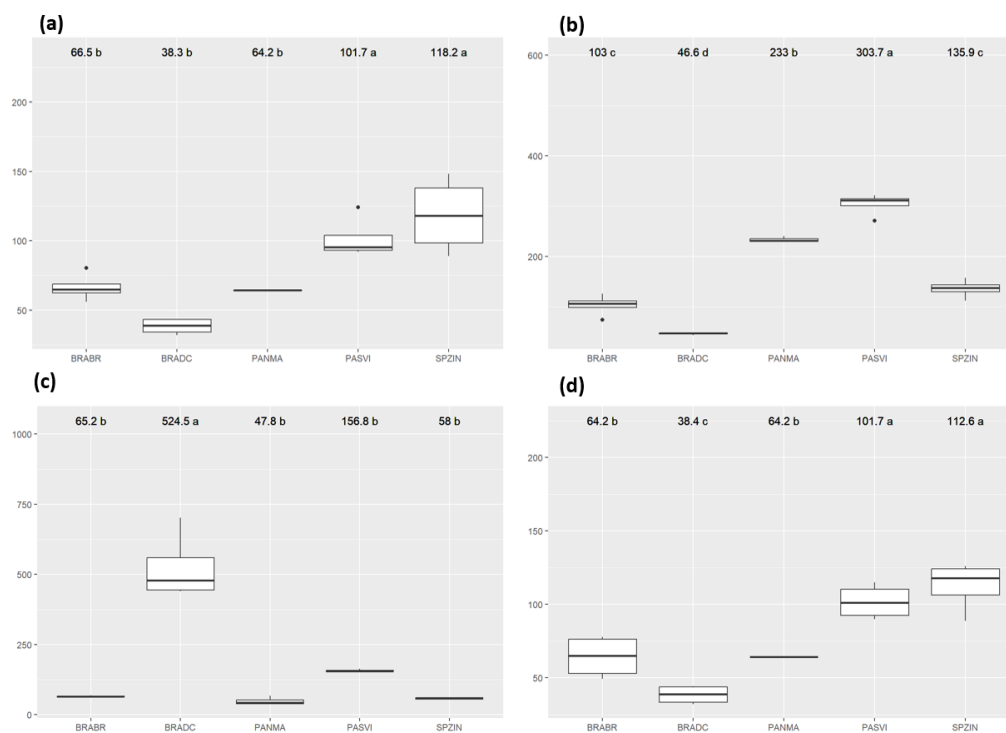




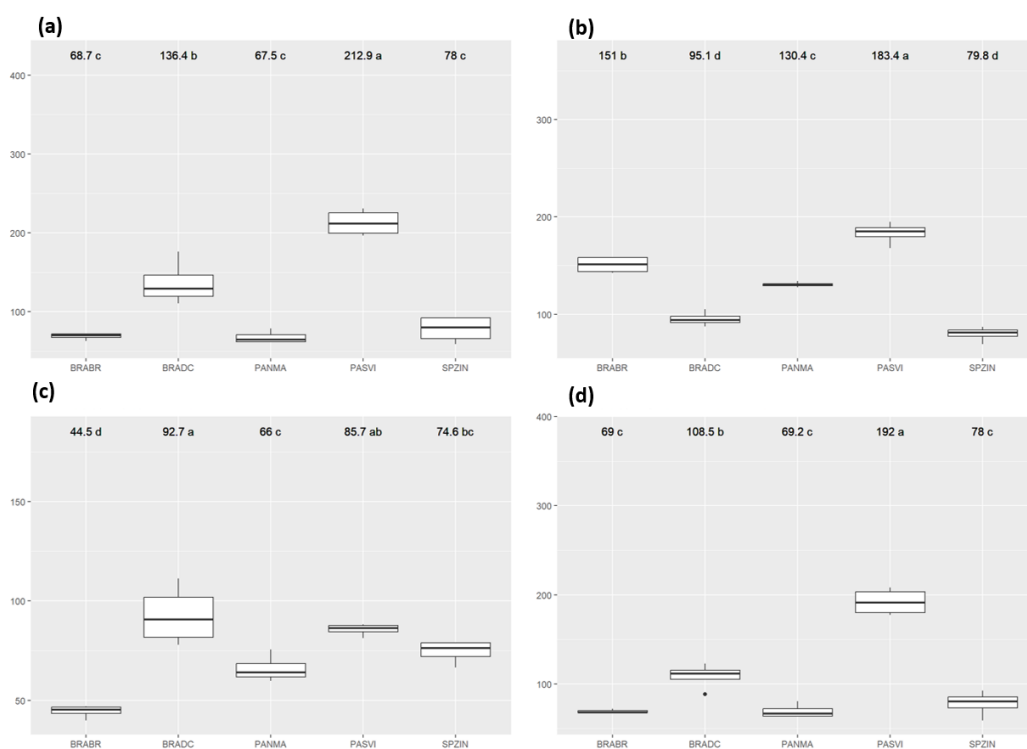
**Figura 100. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da superóxido dismutase (SOD). (a) 1DAA, (b) 2DAA, (c) 3DAA, (d) 30DAA.**



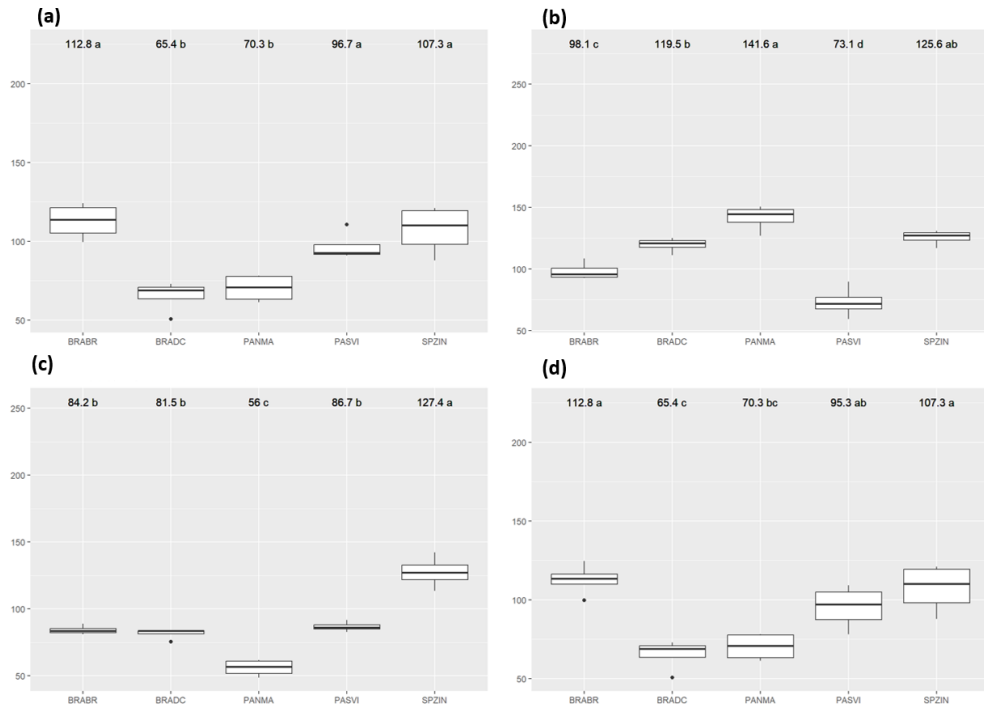
**Figura 101. Comparação entre as espécies (*Panicum maximum*, *Urochloa brizantha*, *Urochloa decumbens*, *Sporobolus indicus* e *Paspalum virgatum*) pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Atividade da enzima catalase (CAT) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**



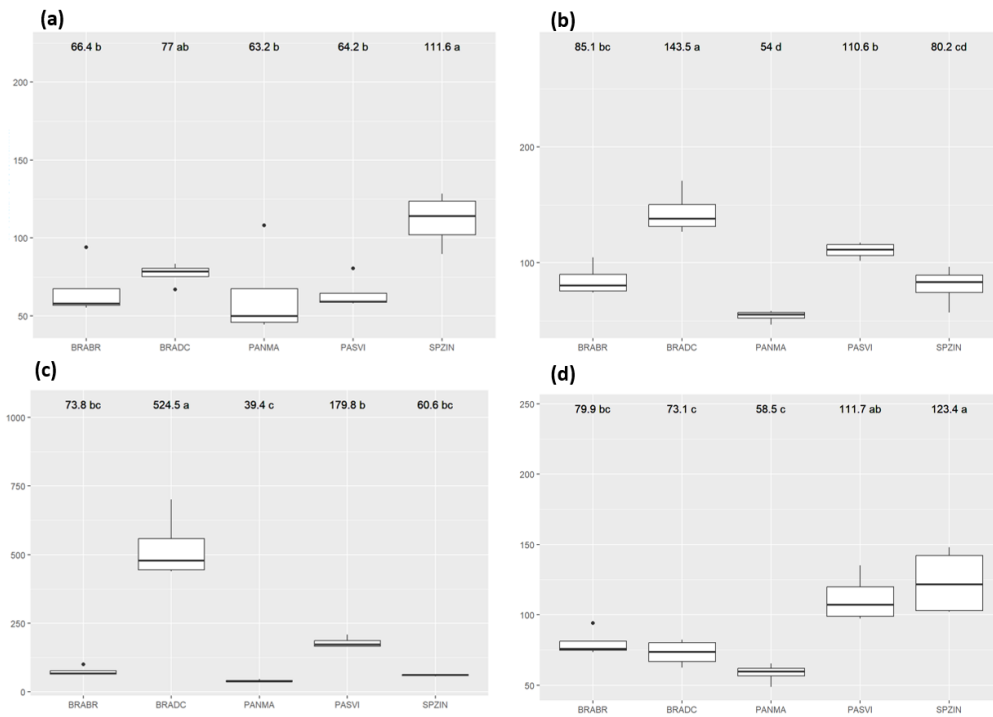
**Figura 102. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Teor de proteína aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**



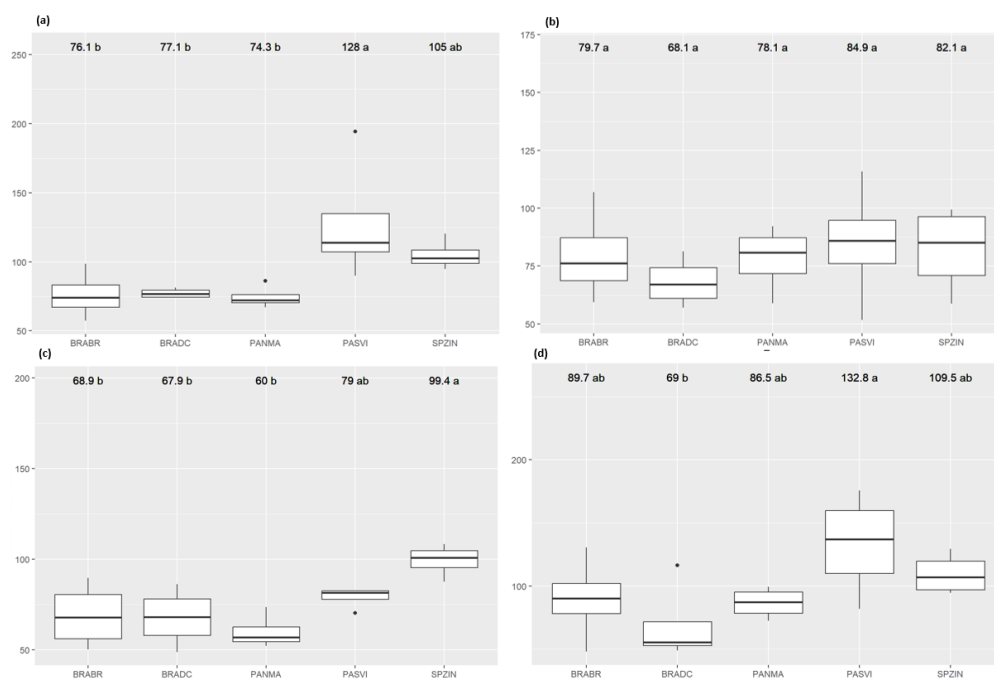
**Figura 103. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Peroxidação lipídica (PL) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**



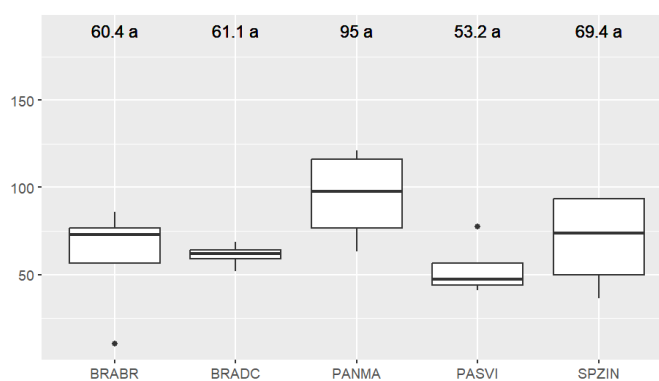
**Figura 104. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**



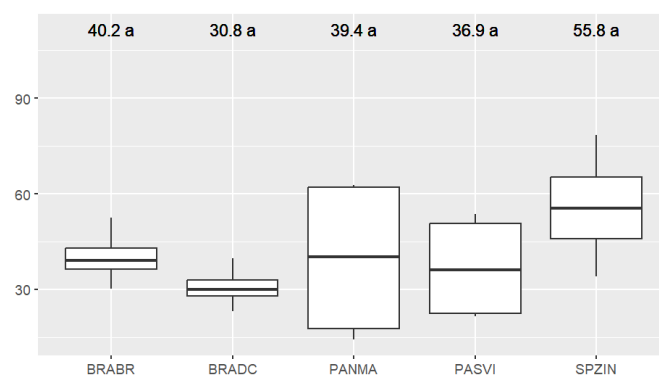
**Figura 105. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Teor de prolina aos (a) 1 DAA, (b) 2 DAA, (c) 3 DAA, e (d) 30 DAA.**



**Figura 106. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey (parâmetros fisiológicos). Índice Spad aos (a) 7, (b) 15 (c) 30 e (d) 60 DAA.**



**Figura 107. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey. Massa de matéria seca parte aérea aos 110 DAA.**



**Figura 108. Comparação entre as espécies pelo teste de Tukey. Massa de matéria seca raiz aos 110 DAA.**