

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP CÂMPUS
JABOTICABAL**

**EFICÁCIA DE CONTROLE, ECOTOXICOLOGIA PARA
ORGANISMOS BIOINDICADORES AQUÁTICOS E
TERRESTRES, POTENCIAL DE VOLATILIDADE APARENTE
E DERIVA DO HERBICIDA DICAMBA**

Pâmela Castro Pereira

Engenheira Agrônoma; Mestre em Agronomia (Produção vegetal)

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP CÂMPUS
JABOTICABAL**

**EFICÁCIA DE CONTROLE, ECOTOXICOLOGIA PARA
ORGANISMOS BIOINDICADORES AQUÁTICOS E
TERRESTRES, POTENCIAL DE VOLATILIDADE APARENTE
E DERIVA DO HERBICIDA DICAMBA**

Discente: Pâmela Castro Pereira

Orientador: Prof. Dr. Leonardo Bianco de Carvalho

Coorientador: Prof. Dr. Claudinei da Cruz

**Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de
Jaboticabal, como parte das exigências para
a obtenção do título de Doutor em
Agronomia (Produção Vegetal)**

2024

P436e

Pereira, Pâmela Castro

Eficácia de controle, ecotoxicologia para organismos bioindicadores aquáticos e terrestres, potencial de volatilidade aparente e deriva do herbicida dicamba / Pâmela Castro Pereira. -- Jaboticabal, 2025

91 p. : il., tabs., fotos

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP),
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Leonardo Bianco Carvalho

Coorientador: Claudinei da Cruz

1. Agronomia. 2. Herbicida. 3. Eficácia. 4. Ecotoxicologia. 5. Plantas daninhas. I. Título.

Impacto potencial desta pesquisa

Esta pesquisa destaca que doses menores de dicamba podem ser eficazes no controle de plantas daninhas, reduzindo impactos ambientais. Fornece dados sobre seu comportamento no ambiente, auxiliando práticas agrícolas sustentáveis e formulações menos prejudiciais, preservando ecossistemas e serviços ambientais, essencial para mitigar impactos e equilibrar agricultura e conservação.

Potential impact of this research

This research highlights that lower doses of dicamba can be effective in controlling weeds, reducing environmental impacts. It provides data on their behavior in the environment, aiding sustainable agricultural practices and less harmful formulations, preserving ecosystems and environmental services, essential for mitigating impacts and balancing agriculture and conservation.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: EFICÁCIA DE CONTROLE, ECOTOXICOLOGIA PARA ORGANISMOS BIOINDICADORES AQUÁTICOS E TERRESTRES, POTENCIAL DE VOLATILIDADE APARENTE E DERIVA DO HERBICIDA DICAMBA

AUTORA: PÂMELA CASTRO PEREIRA

ORIENTADOR: LEONARDO BIANCO DE CARVALHO

COORIENTADOR: CLAUDINEI DA CRUZ

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em Agronomia (Produção Vegetal), pela Comissão Examinadora:

 **CLAUDINEI DA CRUZ**
Data: 29/11/2024 13:55:39-0300
verifique em <https://validar.j5.gov.br>

Prof. Dr. CLAUDINEI DA CRUZ (Participação Virtual)
Departamento de Agronomia / Centro Universitario Educacional de Barretos UNIFEB Barretos/SP

 **PATRICIA ANDREA MONQUERO**
Data: 29/11/2024 13:22:32-0300
verifique em <https://validar.j5.gov.br>

Profa. Dra. PATRÍCIA ANDREA MONQUERO (Participação Virtual)
Universidade Federal de São Carlos (UFSCar) / Araras/SP

 **NATHALIA GARLICH**
Data: 29/11/2024 14:23:53-0300
verifique em <https://validar.j5.gov.br>

Profa. Dra. NATHALIA GARLICH (Participação Virtual)
Centro Universitário da Fundação Educacional de Barretos (UNIFEB) / Barretos/SP

 **JULIANA HELOISA PINÊ AMÉRICO PINHEIRO**
Data: 29/11/2024 12:53:26-0300
verifique em <https://validar.j5.gov.br>

Profa. Dra. JULIANA HELOISA PINÊ AMÉRICO PINHEIRO (Participação Virtual)
Departamento de Ciencia Florestal, Solos e Ambiente / FCA UNESP Botucatu

 **NÚBIA MARIA CORREIA**
Data: 29/11/2024 13:25:15-0300
verifique em <https://validar.j5.gov.br>

Pesquisadora Dra. NÚBIA MARIA CORREIA (Participação Virtual)
Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados/EMBRAPA -
Brasília/DF

Jaboticabal, 29 de novembro de 2024

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

PÂMELA CASTRO PEREIRA – Agrônoma, filha de Reini Pereira de Souza Pereira e Sidnei Castro Pereira, nasceu em Colina, interior do Estado de São Paulo, no dia 4 de dezembro de 1994. Kursou os Ensino Fundamental e Médio na Escola Técnica Agropecuária “São Francisco de Assis”. Em 2013, iniciou o curso de Agronomia no Centro Universidade da Fundação Educacional de Barretos (UNIFEB), foi bolsista por um ano do PIBIC UNIFEB com o projeto intitulado “Desenvolvimento da macrófita *Wolffia brasiliensis*. como organismo bioincador de contaminação ambiental por agrotóxicos”, foi bolsista por dois anos da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) com os projetos intitulados “Ecotoxicologia herbicida e de compostos algicidas para organismos bioindicadores: uma ferramenta para avaliação de risco ambiental da utilização de produtos químicos” e “Avaliação da intoxicação crônica e efeitos histopatológicos do cloro orgânico e do hidróxido de cobre para peixe Mato Grosso (*Hyphessobrycon eques*)”. Estagiou por 4 anos no Laboratório de Ecotoxicologia e Eficácia de agrotóxicos de Barretos (LEEA). Fez estágio obrigatório na Embrapa Hortaliças de Brasília/DF, na área de plantas daninhas e controle químico, com supervisão da Núbia Maria Correia. Em março de 2018, iniciou o curso de Mestrado em Agronomia com ênfase na área de Produção Vegetal junto a Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP/ FCAV), Câmpus de Jaboticabal. Atuou, nos grupos de pesquisas do Laboratório de Matologia (LabMato) pertencente ao departamento de Fitossanidade da FCAV e no grupo de pesquisa LEEA (Laboratório de Ecotoxicologia e Eficácia dos Agrotóxicos) do UNIFEB, com conclusão em 2020 com a dissertação intitulado “Eficácia do imazapyr no controle de plantas daninhas e seu impacto sobre plantas não alvo” orientada pelo Prof. Dr. Leonardo Bianco de Carvalho e coorientada pelo Prof. Dr, Claudinei da Cruz. Em 2021, iniciou o curso de Doutorado em Agronomia com ênfase na área de Produção vegetal junto a Faculdade de Ciências Agrarias e Veterinárias (UNESP/FCAV), Câmpus Jaboticabal. Atualmente integra o grupo de pesquisa LabMato (Laboratório de Matologia) pertencente ao departamento de Fitossanidade da FCAV e no grupo de pesquisa LEEA (Laboratório de Ecotoxicologia e Eficácia dos Agrotóxicos) do UNIFEB. Em novembro de 2024, submete-se à banca examinadora para a obtenção do título de Doutora em Agronomia (Produção Vegetal).

Dedico...

A minha família, pelo amor e incentivo sempre e em especial para minha mãe Reini
Pereira de Souza que nunca mede esforços para me ajudar e está sempre me
apoiando em minhas escolhas.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus por tudo que aconteceu e vem acontecendo durante toda minha trajetória acadêmica.

Agradeço imensamente a minha família, pelo amor, incentivo, apoio e por sempre acreditarem no meu potencial. Principalmente a minha mãe Reini Pereira de Souza, por sempre ter acreditado em mim e em meio das dificuldades nunca me deixou desistir.

Agradeço ao Fernando Donini Lima, por todo amor, paciência, companheirismo e por sempre depositar toda confiança em mim.

Agradeço a Isabella Alves Brunetti e Ana Beatriz da Silva pela amizade e companheirismo em todos os momentos sejam eles pessoais ou profissionais e por fazer dessa caminhada mais fácil.

Ao Prof. Dr. Leonardo Bianco de Carvalho pela orientação, pela confiança, pelos ensinamentos e contribuição no meu crescimento profissional e pessoal.

Ao meu Coorientador Prof. Dr. Claudinei da Cruz, pela orientação, atenção, disponibilidade, paciência e pela contribuição no meu crescimento profissional e pessoal.

Agradeço a toda a equipe do LEEA, que estavam sempre a disposição de ajudar nas montagens e desmontagens dos experimentos. E por todos os momentos compartilhados durante esse período, que foram fundamentais, para meu crescimento profissional e pessoal.

À Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” e à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal –FCAV/UNESP, juntamente ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal pela oportunidade da realização do curso de Doutorado, por toda infraestrutura e recursos recebidos.

O primeiro ano do presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001 e os anos subsequentes pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, processo: 2021/05840-3.

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

SUMÁRIO	Página
CAPÍTULO 1 – Considerações gerais	1
1.1 Introdução	1
1.2 Revisão de literatura	2
1.2.1 Plantas daninhas de difícil controle	2
1.2.2 Herbicidas	3
1.2.2.1 Dicamba	3
1.2.3 Dinâmica ambiental	5
1.2.4 Ecotoxicologia	7
1.2. Objetivos	9
Referências	1
CAPÍTULO 2 – Eficácia do dicamba em plantas daninhas de difícil controle	11
2.1 Introdução	12
2.2 Objetivos	13
2.2 Material e Métodos	13
2.2.1 Eficácia do dicamba em pós-emergência das plantas daninhas	14
2.3 Resultados e Discussão	17
2.3.1 Eficácia para <i>Amaranthus deflexus</i>	17
2.3.2 Eficácia para <i>Amaranthus hybridus</i>	21
2.3.3 Eficácia para <i>Amaranthus viridis</i>	24
2.3.4 Eficácia para <i>Bidens pilosa</i>	27
2.3.5 Eficácia para <i>Euphorbia heterophylla</i>	28
2.3.6 Eficácia para <i>Ipomoea triloba</i>	30
2.3.7 Eficácia para <i>Ipomoea nil</i>	33
2.3.8 Eficácia para <i>Senna obtusifolia</i>	35
2.3.9 Eficácia para <i>Spermacoce latifolia</i>	37
2.4 Conclusão	39
Referencias	40
CAPÍTULO 3 - Efeitos Ecotoxicológicos em Bioindicadores Aquáticos e Terrestres, Potencial de Volatilidade Aparente e Fitotoxicidade de Subdoses de Dicamba	45
3.1 Introdução	46
3.2 Objetivos	48
3.3 Material e métodos	48
3.2.1 Ecotoxicologia aquática do dicamba	49
3.2.2 Ecotoxicologia terrestre do dicamba para plantas testes	53

3.3.3 Efeito de subdoses do dicamba em plantas não alvo.....	55
3.3.4 Determinação da volatilidade aparente do dicamba para plantas testes	58
3.4 Análises estatísticas	60
3.5 Resultados e Discussão	60
3.5.1 Ecotoxicologia aquática do dicamba.....	60
3.5.2 Ecotoxicologia, subdoses, volatilidade do dicamba para planta pepino (<i>C. sativus</i>)	63
3.5.3 Ecotoxicologia, subdoses e volatilidade do dicamba para planta tomate (<i>S. lycopersicum</i>).....	71
3.5.4 Ecotoxicologia, subdoses e volatilidade do dicamba para alface (<i>L. sativa</i>).....	77
3.5.5 Determinação da persistência do dicamba no solo	82
3.6 Conclusão	84
Referências	85
CAPITULO 4 - Considerações finais	91

CERTIFICADO

Certificamos para os devidos fins que o protocolo nº 01_24_CEUA_FEB do estudo intitulado **"EFICÁCIA DE CONTROLE, ECOTOXICOLOGIA PARA ORGANISMOS BIOINDICADORES AQUÁTICOS E TERRESTRES, POTENCIAL DE VOLATILIDADE APARENTE E DERIVA DO HERBICIDA DICAMBA"**, sob Responsabilidade da Prof. Dr. Claudinei da Cruz, está de acordo protocolos vigentes de produção, manutenção ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto humanos), para fins de pesquisa científica (ou ensino) e encontram-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009 e, com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), foi aprovado junto a COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS – CEUA do Centro Universitário da Fundação Educacional de Barretos, São Paulo, Brasil em reunião ordinária de 27 de setembro de 2024.



Prof. Dr. Claudinei da Cruz

-Coordenador/CEUA/UNIFEB-

EFICÁCIA DE CONTROLE, ECOTOXICOLOGIA PARA ORGANISMOS BIOINDICADORES AQUÁTICOS E TERRESTRES, POTENCIAL DE VOLATILIDADE APARENTE E DERIVA DO HERBICIDA DICAMBA

RESUMO - O herbicida dicamba é utilizado para controlar plantas daninhas de difícil controle, porém durante a aplicação pode apresentar deriva, volatilidade entre outros processos da dinâmica ambiental. Assim, os objetivos foram: i) avaliar a eficácia do dicamba para plantas daninhas de difícil controle em condição de casa de vegetação: carurus (*Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* e *I. nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) e erva-quente (*Spermacoce latifolia*); ii) a ecotoxicidade aguda (CL50/CE50) do dicamba para os organismos bioindicadores aquáticos de exposição: lentilha d'água (*Lemna minor*), caramujo (*Pomacea canaliculata*), peixe mato grosso (*Hyphessobrycon eques*) e zebrafish (*Danio rerio*); iii) determinar a ecotoxicidade aguda (CL50;14d) do dicamba para as plantas terrestres: pepino (*Cucumis sativus*), tomate (*Solanum lycopersicum*) e alface (*Lactuca sativa*); iv) determinar o efeito da volatilização e fitotoxicidade de subdoses do dicamba para plantas pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativa*). Para eficácia das plantas daninhas o herbicida foi aplicado quando as plantas atingiram 6 folhas (10 cm) das plantas nas doses: 45,0; 90,0; 180,0; 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹. Para ecotoxicologia aquática foram selecionadas quatro colônias de *L. minor* com três frondes para cada recipiente, os peixes utilizados foram na densidade máxima de 1,0 g L⁻¹ e o caramujo entre 2,0 e 4,0 g e para ecotoxicologia terrestre as plantas testes foram aplicadas após a emissão da terceira folha verdadeira, as concentrações para os ajustes de concentração-resposta foram: 0,1; 0,32; 1,05; 3,43; 11,15; 36,20 e 117,80 mg L⁻¹ para todos os organismos testes. Para analisar a toxicidade da volatilização nas plantas não alvo aplicamos as doses 45,0; 90,0; 180,0; 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ em bandejas com solo, em seguida colocamos em sacos plásticos e conectamos com outro (através de mangueiras) contendo as plantas não alvo, por 36 horas e em seguida retiramos as plantas testes e analisamos a toxicidade. Para efeito de deriva nas plantas pepino, tomate e alface, após a emissão da terceira folha verdadeira as plantas foram transplantadas e em seguida foram aplicadas as subdoses: 120; 60; 30 e 15 g i.a ha⁻¹. O dicamba apresentou-se eficácia no controle para todas as plantas daninhas testadas, apresentando maior sensibilidade *Bidens pilosa* pois a partir da dose de 180,0 g i.a ha⁻¹ em 30 DAA o controle foi de 93,0%, considerado um controle excelente. Para *Amaranthus viridis*, *A. deflexus* e *Senna obtusifolia* o controle foi excelente em 15 DAA na dose de 720,0 g i.a ha⁻¹ com 100,0%; 95,0% e 100,0% respectivamente. Para *Euphorbia heterofila* e *Ipomoea nil* o controle excelente foi em 720,0 g i.a ha⁻¹ em 30 DAA, com 100,0% e 96,0% de controle. Para *I. triloba* e *Spermacoce latifolia* foi excelente em 720,0 g i.a ha⁻¹ em 60 DAA, com 97,0% e 93,5% de controle. Na ecotoxicidade aguda do dicamba a concentração letal 50% foi de > 117,8 mg L⁻¹ para todo os organismos aquáticos (praticamente não tóxico). Para toxicidade aguda do dicamba para as plantas testes pepino, tomate e alface foi considerado altamente tóxico, com concentração letal 50% (CL50;14d) para o pepino de 0,23 mg Kg⁻¹, para o tomate 0,1 mg Kg⁻¹ e para alface de 0,41 mg Kg⁻¹. Na avaliação do efeito de subdoses, as plantas pepino, tomate e alface apresentaram efeito grave de fitotoxicidade (70,1% a 100,0%), comprometendo o desenvolvimento das plantas. Na avaliação da volatilização do dicamba para o pepino e alface, as

plantas apresentaram efeito leve de fitotoxicidade (5,1% a 40,0%), porém não afetou o desenvolvimento vegetativo das plantas. Para o tomate apresentou efeitos grave de fitotoxicidade (70,1% a 100,0%), porém também não afetou o desenvolvimento vegetativo das plantas. Assim, conclui-se que o dicamba é uma alternativa de controle para plantas daninhas de difícil controle, sendo considerado praticamente não tóxico para organismos aquáticos, porém foi considerado altamente tóxico para plantas terrestres, sendo o tomate mais sensível na avaliação ecotoxicológica, subdoses aplicadas diretamente sobre as plantas e na simulação de volatilidade aparente. Assim, o tomate é indicado para o monitoramento ambiental da aplicação deste herbicida.

Palavras-chaves: agrotóxicos, dinâmica ambiental, subdose, toxicidade

Control effectiveness, ecotoxicology for aquatic and terrestrial bioindicator organisms, apparent volatility potential and derived from dicamba herbicide

ABSTRACT – The herbicide dicamba is used to control difficult-to-control weeds, but during application it can cause drift, volatility and other environmental dynamics. Thus, the objectives were: i) to evaluate the efficacy of dicamba for weeds that are difficult to control under greenhouse conditions: carurus (*Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* and *A. viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* and *I. nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) and erva-quente (*Spermacoce latifolia*); ii) the acute ecotoxicity (CL50/CE50) of dicamba for aquatic bioindicator organisms: duckweed (*Lemna minor*), snail (*Pomacea canaliculata*), bush fish (*Hyphessobrycon eques*) and zebrafish (*Danio rerio*); iii) determine the acute ecotoxicity (LC50;14d) of dicamba to terrestrial plants: cucumber (*Cucumis sativus*), tomato (*Solanum lycopersicum*) and lettuce (*Lactuca sativa*); iv) determine the effect of volatilization and phytotoxicity of subdoses of dicamba for plants cucumber (*C. sativus*), tomato (*S. lycopersicum*) and lettuce (*L. sativa*) plants. For weed efficacy, the herbicide was applied when the plants reached 6 leaves (10 cm) at the following doses: 45.0; 90.0; 180.0; 360.0 and 720.0 g i.a ha⁻¹. For aquatic ecotoxicology, four colonies of *L. minor* with three fronds were selected for each container, the fish used were at a maximum density of 1.0 g L⁻¹ and the snail between 2.0 and 4.0 g. For terrestrial ecotoxicology, the test plants were applied after the third true leaf had emerged and the concentrations for the concentration-response adjustments were: 0.1; 0.32; 1.05; 3.43; 11.15; 36.20 and 117.80 mg L⁻¹ for all the test organisms. To analyse the toxicity of volatilization on non-target plants, we applied doses of 45.0, 90.0, 180.0, 360.0 and 720.0 g i.a ha⁻¹ to trays of soil, then placed them in plastic bags and connected them to another bag (via hoses) containing the non-target plants, for 36 hours and then removed the test plants and analysed the toxicity. For the drift effect on the cucumber, tomato and lettuce plants, after the third true leaf had emerged the plants were transplanted and then the sub-doses were applied: 120; 60; 30 and 15 g i.a ha⁻¹. Dicamba was effective in controlling all the weeds tested, with *Bidens pilosa* showing the greatest sensitivity, as from the dose of 180.0 g i.a ha⁻¹ at 30 DAA control was 93.0%, considered excellent control. For *Amaranthus viridis*, *A. deflexus* and *Senna obtusifolia* control was excellent at 15 DAA at a dose of 720.0 g i.a ha⁻¹ with 100.0%, 95.0% and 100.0% respectively. For *Euphorbia heterofila* and *Ipomoea nil*, excellent control was achieved at 720.0 g i.a ha⁻¹ at 30 DAA, with 100.0%

and 96.0% control. For *I. triloba* and *Spermacoce latifolia*, excellent control was achieved at 720.0 g i.a ha⁻¹ at 60 DAA, with 97.0% and 93.5% control. In the acute ecotoxicity of dicamba, the 50% lethal concentration was > 117.8 mg L⁻¹ for all aquatic organisms (practically non-toxic). The acute toxicity of dicamba to the test plants cucumber, tomato and lettuce was considered highly toxic, with a 50% lethal concentration (LC50;14d) for cucumber of 0.23 mg Kg⁻¹, for tomato 0.1 mg Kg⁻¹ and for lettuce 0.41 mg Kg⁻¹. In the evaluation of the effect of underdosing, the cucumber, tomato and lettuce plants showed severe phytotoxicity (70.1% to 100.0%), compromising plant development. In the assessment of dicamba volatilization for cucumber and lettuce, the plants showed a mild phytotoxicity effect (5.1% to 40.0%), but it did not affect the vegetative development of the plants. For tomatoes, it had a severe phytotoxic effect (70.1% to 100.0%), but also did not affect the plants' vegetative development. Thus, it can be concluded that dicamba is a control alternative for weeds that are difficult to control, and is considered practically non-toxic to aquatic organisms, but was considered highly toxic to terrestrial plants, with tomatoes being more sensitive in the ecotoxicological assessment, underdoses applied directly to the plants and in the simulation of apparent volatility. Tomatoes are therefore suitable for environmental monitoring of the application of this herbicide.

Keywords: environmental dynamics, pesticides, underdose, toxicity

CAPÍTULO 1 – Considerações gerais

1.1 Introdução

No Brasil, dentre os poluentes ambientais os agrotóxicos (agrotóxicos) têm representado grande parte dos problemas de exposição ambiental (Cruz et al., 2021) com comercialização de 800.652 toneladas de ingredientes ativos em 2022 (IBAMA, 2024). Os herbicidas são usados para o manejo de plantas daninhas em culturas anuais, perenes, pastagens e em áreas não agrícolas e, representam aproximadamente 46% do uso global de agrotóxicos (Hedlund et al., 2018).

A resistência de plantas daninhas ameaça a sustentabilidade das culturas (Heap, 2019), sendo que a principal preocupação são as plantas daninhas resistentes ao glyphosate, que estão presentes nas principais culturas, incluindo milho (*Zea mays*), soja (*Glicina max*) e algodão (*Gossypium hirsutum*) (Riar et al., 2013; Sosnoskie e Culpepper, 2014).

Para o controle dessas plantas daninhas, alguns cultivares foram geneticamente modificados com resistência ao dicamba (Gressel et al., 2017), sendo eficaz para plantas daninhas de folha larga. Embora o dicamba seja eficaz para muitas plantas daninhas de folha larga, seus graves danos de deriva para culturas não alvo tem gerado preocupação pública sobre suas aplicações (Zhang et al., 2019).

Seu uso foi restrito nos Estados Unidos devido a problemas de volatilidade e danos causados por deriva em culturas sensíveis (Egan e Mortensen., 2012), no entanto, no Brasil foi registrado vários produtos técnicos a base de dicamba conforme apontado no ato nº 39, de 6 julho de 2020, do diário oficial da união publicado em 09/07/2020.

Apesar das novas formulações de dicamba com volatilidade reduzida e tecnologia de aplicação aprimorado (por exemplo, bicos de pulverização de gotas grandes, controladores de pulverização automatizados) (Egan e Mortensen, 2012; Alves et al., 2017) ainda ocorreu movimento substancial fora do alvo no primeiro ano de aplicações comerciais (Oseland et al., 2020), nos EUA.

Devido esse movimento substancial fora do alvo a necessidade para avaliar os efeitos e impactos dos herbicidas levou o desenvolvimento de uma ampla gama de testes ecotoxicológicos (Ferard e Blaise, 2013) aquática e terrestre.

O dicamba representa um herbicida com grande potencial de expansão de uso na agricultura brasileira, no entanto a preocupação com sua volatilidade e toxicidade em plantas não alvo é relevante, sendo necessário uma melhor avaliação da sua dinâmica ambiental e eficácia de plantas daninhas em condições de trabalho.

1.2 Revisão de literatura

1.2.1 Plantas daninhas de difícil controle

As plantas daninhas são um dos fatores ecológicos que mais afetam a economia agrícola de forma permanente, pois além de causar danos fisiológicos às culturas, seu controle também acarreta gastos que aumentam o custo de produção (Monquero et al., 2015; Santos et al., 2019).

Elas competem por recursos como espaço, luz solar, água e nutrientes. Além disso, elas podem servir como vetores de pragas e doenças, inibindo assim o crescimento das culturas, reduzindo os rendimentos e comprometendo a qualidade dos produtos agrícolas (Chauhan e Johnson, 2011; Chauhan e Opeña, 2012; Monteiro e Santos, 2022)

As plantas daninhas tem grande capacidade de reprodução e semeadura, além de mecanismos eficientes de dispersão de sementes (Zimdahl, 2024). As plantas daninhas causam cerca de 34% de perda de rendimento nas principais culturas em todo o mundo (Kumar et al., 2022). Portanto, a produção agrícola economicamente viável e a renda agrícola sustentável dependem em grande parte do controle de plantas daninhas (Nath et al., 2018).

A resistência de plantas daninhas a herbicidas é, sem dúvida um dos maiores desafios da agricultura atual (Markus et al., 2021). Ela é definida como a capacidade de uma população sobreviver e reproduzir-se, mesmo após receber a aplicação de dose de herbicida que normalmente seria letal (WSSA, 1998). A resistência trata-se de uma característica herdável, apresentada por biotipos de determinada espécie (Markus et al., 2021).

Uma das maiores preocupações é a resistência ao glyphosate, como é o caso para *Amaranthus hybridus* (Perotti et al., 2019; HEAP, 2024); *Amaranthus palmeri*, *Bidens subalternans*, *Chloris elata*, *Conyza bonariensis*, *C. canadenses*, *C. sumatrensis* e *Euphorbia heterophylla* (HEAP, 2024).

O dicamba pode controlar plantas daninhas resistentes a outros modos de ação, prevenindo e retardando novos casos de resistência e reduzindo perdas causadas por matocompetição (USA, 2018).

1.2.2 Herbicidas

Herbicidas é um tipo de pesticida que tem como alvo plantas daninhas, é a ferramenta mais usada para o controle de plantas daninhas, tanto em condições de pré-emergência quanto de pós-emergência, mantendo um alto rendimento das culturas (Pacheco et al., 2016).

A aplicação de herbicidas é uma atividade importante nos sistemas de proteção de cultivos. Ele fornece manejo eficaz e econômico de plantas daninhas e é o principal método de controle de plantas daninhas (Heap 2014).

No entanto, seu uso frequente e repetitivo levou ao rápido surgimento de plantas daninhas resistentes a herbicidas. Consequentemente, o cultivo de culturas resistentes a herbicidas tornou-se uma estratégia eficaz no manejo de plantas daninhas. Essa abordagem reduz a fitotoxicidade induzida por herbicidas em culturas, aumenta a eficiência no controle químico de plantas daninhas, amplia o espectro de controle do herbicida e reduz o custo da remoção de plantas daninhas (Beckie et al., 2019; McCauley et al., 2022).

Novas ferramentas para o manejo de plantas daninhas resistentes a herbicidas incluem a comercialização de cultivares resistente ao dicamba combinadas com características de tolerância a outros modos de ação (Green, 2012). Este herbicida é eficaz para: *Amaranthus palmeri*, *Amaranthus tuberculatus* (Meyer et al. 2015), *Conyza canadensis* (Byker et al. 2013; Ford et al. 2014; Flessner et al. 2015;) e *Ambrosia trifida* L (Jhala et al. 2014; Mahoney et al. 2016).

1.2.2.1 Dicamba

O dicamba (Ácido 3,6-dicloro-o-anisico), é da família do ácido benzóico, mas é agrupado como uma auxina sintética porque imita o ácido indol acético (Mithila et al., 2011), é um herbicida sistêmico seletivo, absorvido pelas folhas das plantas e raízes, com translocação pronta em toda a planta via ambos os sistemas simplástico e apoplástico, atua como um regulador de crescimento semelhante a auxina.

Logo após a comercialização do dicamba na década de 1960, começaram a ocorrer problemas recorrentes de exposições não-alvo a culturas suscetíveis (Staten 1946). E assim seu uso foi restrito devido a problemas de volatilidade e danos causados por deriva em culturas sensíveis (Egan e Mortensen., 2012).

No Brasil a venda do dicamba em 2022 foi de 155,86 toneladas de i.a e em 2023 foi de 477,51 toneladas de i.a, com 73,5% da comercialização na região sul (PR, RS e SC) seguida da região Sudeste e Centro oeste (IBAMA, 2025).

Nos últimos anos lesões de dicamba em culturas eudicotiledôneas foi amplamente relatada (Bish e Bradley, 2017; Hager, 2017). Numerosos pesquisadores relataram volatilidade de diferentes sais de dicamba (Johnson et al., 2012; Egan e Mortensen, 2012; Penner e Michael, 2014; Bish e Bradley 2017).

Baixas doses do dicamba causou danos em muitas culturas, como para soja (Egan e Mortensen 2012); feijão, batata (Colquhoun et al., 2014); algodão (Egan et al. 2014); hortaliças (Mohseni Moghadam e Doohan 2015); uva (Mohseni-Moghadan et al., 2016); melância (Culpepper et al., 2018); pepino e melão (Hand et al., 2021a); abobrinha e melância (Hand et al., 2021b).

A translocação diferencial tem um papel importante na determinação da seletividade de alguns herbicidas móveis no floema, como o dicamba (Quimby e Nalewaja, 1971). Assim como na translocação diferencial apoplastica de herbicidas, os mecanismos através dos quais espécies tolerantes compartimentalizam herbicidas moveis pelo floema não estão completamente esclarecidos. Em geral plantas que exibem tolerância a herbicidas moveis pelo floema por não os transportar também possuem a habilidade de metabolizar os herbicidas absorvido para uma forma inativa, evitando a fitointoxicação (Hess, 1985; Shimabukuro, 1985).

Essa alta frequência de queixas de danos à colheita em relação a outros herbicidas provavelmente se deve a vários fatores específicos do 2,4-D e do dicamba. Em primeiro lugar, os herbicidas sintéticos de auxina podem causar sintomas distintos de danos em muitas culturas de folhas largas, incluindo torção ou epinastia de caules e encurvamento de folhas, de modo que até mesmo ferimentos leves podem ser prontamente reconhecidos por produto (Egan et al., 2014).

Várias lavouras de folhas largas, incluindo soja e algodão, são muito sensíveis a esses compostos, criando o potencial para danos perceptíveis e perda potencial de rendimento após exposições a doses muito baixas. Finalmente, vários produtos de 2,4-D e dicamba comercialmente disponíveis incluem formulações de herbicidas

moderadamente voláteis que podem se afastar dos campos tratados como deriva de vapor (Egan e Mortensen 2012)

1.2.3 Dinâmica ambiental

Um dos grandes desafios da produção mundial de alimentos, fibras e energia é a manutenção da qualidade ambiental, diminuindo os impactos e a contaminação dos agroecossistemas e dos sistemas biológicos naturais. A intensificação do uso de herbicidas na agricultura, os manejos de florestas plantadas, os canais de irrigação, o controle de vetores e de plantas aquáticas têm contribuído para possíveis efeitos ambientais desta classe de agrotóxicos (Cruz et al., 2021).

O uso de agrotóxicos é um fator importante para manter a alta produtividade agrícola; no entanto, a intensificação e o uso inadequado desses produtos podem contribuir para a poluição do solo (Jennings e Li, 2014) e das águas (Santos et al., 2015). Pois pode sofrer vários processos de transporte, transformação e degradação.

Dentre os processos de transporte à deriva é o desvio da trajetória das partículas liberadas durante a aplicação, que não atingem o alvo e causam perdas de produto (Souza; Cunha; Pavanin, 2011) e prejuízos econômicos e ambientais nas áreas próximas. Mesmo após os herbicidas atingirem o alvo, ainda existe o risco de deriva devido à sua volatilização (Jones, 2018), que é o movimento da molécula em forma de vapor, atingindo assim áreas não alvo de aplicação.

O movimento fora do alvo por meio de volatilidade, deriva de partículas ou contaminação do tanque de pulverização pode resultar em danos à colheita, redução do rendimento e problemas com resíduos de agrotóxicos. O efeito de herbicidas de auxina sintéticos fora do alvo é bastante bem relatado na literatura para culturas sensíveis (Colquhoun et al., 2014).

Estudos realizados por Solomon e Bradley (2014), Jones (2018) e Silva et al. (2018) mostraram os danos que subdoses de herbicidas auxínicos podem causar na cultura da soja. Robinson et al., (2013) observaram perdas de produtividade de 10% quando expostas ao dicamba na dose de 22,7 g i.a ha⁻¹. Johnson et al., (2012) observaram perdas de produtividade de até 85% com a aplicação de dicamba na dose de 41 g i.a ha⁻¹. Além disso, Andersen et al., (2004) observaram que 5,6 g i.a ha⁻¹ de dicamba, que corresponde a 1% da taxa de utilização na cultura do milho, reduziu a

produtividade da soja em até 34%, enquanto 112 g i.a ha⁻¹ de 2,4-D foi necessária para reduzir a produtividade em uma faixa de 25 a 32%.

Os herbicidas, o 2,4-D e o dicamba podem se mover à medida que as partículas derivam do solo ou do equipamento de aplicação aérea, especialmente quando os herbicidas são aplicados sob condições de vento ou quando é usado equipamento de pulverização não projetado para reduzir a deriva de partículas (Wang e Rautman 2008).

Quando as formulações voláteis são usadas em condições de alta temperatura, o 2,4-D e o dicamba podem se mover dos campos tratados para os campos suscetíveis. Sabe-se que os resíduos de 2,4-D e dicamba são difíceis de limpar do equipamento, e pequenas quantidades desses compostos podem ser aplicadas em culturas suscetíveis (Boerboom, 2004).

Ainda sobre os processos de transporte temos a lixiviação, que pode ser o um fenômeno desejado em aplicações de herbicidas de pré-emergência, pois pode proporcionar a incorporação de tais agrotóxicos nos primeiros 0,10 m de profundidade do solo onde as sementes de plantas daninhas estão presentes (Pacheco et al., 2016). Entretanto, se um herbicida penetra nas camadas mais profundas do solo, além de perder sua eficiência no controle de plantas daninhas, seu deslocamento representa um risco de contaminação das águas subterrâneas e potenciais impactos ambientais (Silva et al., 2018).

A eficácia da substância química no controle de pragas depende da interação entre suas características moleculares e o ambiente particular do solo (Carlile, 2006). Características do solo, como textura, argila e porosidade, e parâmetros químicos, como pH e matéria orgânica, podem influenciar a adsorção e lixiviação de herbicidas (de Melo et al., 2016). Além disso, as propriedades do herbicida, como sua meia-vida, devem ser consideradas, pois está diretamente relacionada à persistência ambiental, influenciada pela fotodegradação, pH do solo e degradação microbiana (Mendes et al., 2023). Assim, o ajuste desses fatores é responsável por determinar a concentração e o modo de aplicação do biocida no solo, o tempo de residência e o local de aplicação (Pereira et al., 2016).

Sem dúvida, o uso de herbicidas no sistema de produção aumentou a produtividade e a lucratividade das culturas (Barla et al., 2016; Chauhan e Opeña, 2012). No entanto, as externalidades negativas também se expandiram. Estudos atraíram a sabedoria e os pensamentos sobre essas questões, como os impactos

maiores do uso de agrotóxicos (Foster e Mourato, 2000) e eco-degradação pelo controle químico de plantas daninhas (Bajwa et al., 2015).

1.2.4 Ecotoxicologia

Considerando os perigos da exposição a agrotóxicos para humanos e organismos não-alvo, seguir práticas adequadas de manuseio, aplicação e descarte de agrotóxicos, conforme descrito por regulamentações e melhores práticas de gestão, é essencial (Lopes et al., 2024).

Esses produtos utilizados na agropecuária podem atingir os corpos hídricos devido à deriva, escoamento superficial e lixiviação (Geoffroy et al., 2004), promovendo alterações nos diversos compartimentos ambientais (Prestes et al., 2013). Consequentemente, vários estudos relataram a presença de agrotóxicos em águas superficiais em áreas agrícolas e vários estudos também observaram a natureza dinâmica da concentração de agrotóxicos em águas superficiais (Boye et al., 2019; Sanford e Prosser, 2020; Spycher et al., 2018; Struger et al., 2011, 2016, 2017)

Alguns organismos podem ser utilizados como indicadores biológicos da presença de contaminantes no ambiente (Costa et al., 2008). Para criar uma base para essas avaliações, organismos que representam os diversos níveis da cadeia alimentar são utilizados em ensaios de toxicidade aguda e crônica. Esses estudos são ferramentas de fácil utilização e oferecem resultados sobre os possíveis efeitos ecotoxicológicos de agrotóxicos em organismos não-alvo nos ambientes aquáticos (Florêncio et al., 2014) e terrestre.

Neste contexto, os ensaios de toxicidade aguda e crônica podem ser realizados para caracterizar os efeitos e avaliar a periculosidade e os riscos ambientais das formulações (Schmitt-Jansen et al., 2008). Assim, a seleção do organismo é baseada em uma série de critérios, como sensibilidade, ciclo reprodutivo curto, facilidade de operação e custos de otimização (Cruz et al., 2008).

As espécies neotropicais podem ser utilizadas como bioindicadoras da presença de agrotóxicos (agrotóxicos) no ambiente aquático. No Brasil, o estudo sobre a aplicação desse método para monitoramento ambiental é escasso (Glusczak et al., 2006; Shiogiri et al., 2012).

A utilização de organismos bioindicadores de exposição é uma excelente ferramenta de avaliação dos possíveis efeitos ambientais de herbicidas e outros

produtos de interesse para a agricultura. A *Lemna minor* (lentilha d'água), é uma macrófita padronizada para ensaios de toxicidade (OECD, 2002) e tem sido utilizada em estudos com agrotóxicos (Tabela 1).

Tabela 1: Ecotoxicologia aquática com herbicidas para os organismos bioindicadores *Lemna minor*, *Pomacea canaliculata*, *Danio Rerio*

<i>Lemna minor</i>	
2,4-D	Belgers et al., 2007
diquat	Gorzerino et al., 2009
fomesafen	Gorzerino et al., 2009
	Coutris et al., 2011
atrazina	Della Vechia et al., 2016
	Klementová et al., 2019
isoproturon	Coutris et al., 2011
alacloro	Coutris et al., 2011
glyphosate	Kielak et al., 2011
	Sikorski et al., 2019
imazapyr	Cruz et al., 2015
bentazone + imazamox	Della Vechia et al., 2016
clomazone	Della Vechia et al., 2016
flurocloridona	Zhou et al., 2020
sulfentrazone	Silva et al., 2020
Hexazinona + diuron	Ikefuti et al., 2022
<i>Pomacae canaliculata</i>	
imazapyr	Cruz et al., 2015
diquat	Garlich et al., 2016
glyphosate	Xu et al., 2017
sulfentrazone	Silva et al., 2020
Hexazinona + diuron	Ikefuti et al., 2022
<i>Hyphessobrycon eques</i>	
diquat	Garlich et al., 2016
glyphosate	Cruz et al., 2016
2,4-D	Moreira et al., 2021
Surfactantes	Carraschi et al., 2011
Hexazinona + diuron	Ikefuti et al., 2022

O *Pomacae canaliculata* é originário da região tropical da América do Sul (Estebenet e Martín, 2003) habita os rios sedimento e pode ser usado como bioindicador (Venturini et al., 2008) e pode ser empregado no monitoramento de herbicidas (Leonel et al., 2016) e está sendo usado em estudos de herbicida (Tabela 1).

O *Hyphessobrycon eques* ocorre naturalmente a partir do Amazônia até a bacia do Tietê-Paraná e Rios Paraná-Paraguai (Cruz et al., 2008; Carraschi et al., 2011; Fujimoto et al., 2013) e é usado para estudos com herbicidas (Tabela 1).

As plantas terrestres também podem ser utilizadas como modelo de exposição a herbicidas (OECD, 2003), plantas indicadoras que apresentam fácil cultivo, rápido desenvolvimento e alta sensibilidade aos herbicidas avaliados (Nyffeler et al., 1982; Souza et al., 1999). Exemplos de bioensaios para essa finalidade são avaliação de toxicidade em plantas indicadoras e o comprimento delas (Della Vechia et al., 2021). Alguns estudos realizados para plantas testes estão representados na tabela 2.

Tabela 2: Testes realizados para plantas testes com herbicidas.

Planta teste	Autores
<i>Cucurbita pepo</i>	Della Vechia et al., 2021; Pereira., 2020b Silva et al., 2020
<i>Lactuca sativa</i>	(Pereira., 2020b)
<i>Phaseolus vulgaris</i>	(Pereira., 2020b)
<i>Oryza sativa</i>	(Kaloumenos et al., 2013 Liu et al., 2018 Pereira., 2020b Silva et al., 2020)
<i>Raphanus raphanistrum</i>	Marchesan et al.,2011; Goggin et al., 2018, 2019, 2023 2024; Silva et al., 2020; Della Vechia et al., 2021
<i>Glycine max</i>	Guan et a., 2020
<i>Arachis hypogaea</i>	Gan et a., 2020 Pereira., 2020b
<i>Allium cepa L</i>	Okieimen et al., 2020
<i>Archachatina marginata</i>	Okieimen et al., 2020
<i>Zea mays</i>	Silva et al., 2020
<i>Cucumis sativus</i>	Della Vechia et al., 2021 (Silva et al., 2020).

1.2. Objetivos

Os objetivos foram:

- Avaliar a eficácia do dicamba para controle das plantas daninhas tolerantes: carurus (*Amaranthus deflexus*, *Amaranthus hybridus* e *Amaranthus viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* e *Ipomoea nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) e erva-quente (*Spermacoce latifolia*);
- Determinar a toxicidade aguda (CL/CE50) do dicamba para os organismos bioindicadores aquáticos de exposição: lentilha d'água (*Lemna minor*), caramujo (*Pomacea canaliculata*), peixe mato grosso (*Hyphessobrycon eques*) e zebrafish (*Danio rerio*);

- iii) Determinar a toxicidade aguda (CL50;14d) do dicamba para as plantas terrestres: pepino (*Cucumis sativus*); tomate (*Solanum lycopersicum*) e alface (*Lactuca sativa*);
- iv) Determinar a toxicidade da volatilização do dicamba para pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*), e alface (*L. sativa*);
- v) Analisar efeito de deriva (subdoses) do dicamba para plantas não alvos pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativa*).

Referências

- Alves, G. S., Kruger, G. R., da Cunha, J. P. A., Vieira, B. C., Henry, R. S., Obradovic, A., & Grujic, M. (2017). Spray drift from dicamba and glyphosate applications in a wind tunnel. **Weed Technology**, 31(3), 387-395.
- Andersen, S. M., Clay, S. A., Wrage, L. J., & Matthees, D. (2004). Soybean foliage residues of dicamba and 2, 4-D and correlation to application rates and yield. **Agronomy Journal**, 96(3), 750-760.
- Barla, S., Upasani, R. R., Puran, A. N., & Thakur, R. (2016). Weed management in maize.
- Bajwa, A. A., Mahajan, G., & Chauhan, B. S. (2015). Nonconventional weed management strategies for modern agriculture. **Weed science**, 63(4), 723-747.
- Beckie, H. J., Ashworth, M. B., & Flower, K. C. (2019). Herbicide resistance management: Recent developments and trends. **Plants**, 8(6), 161.
- Bish, M. D., & Bradley, K. W. (2017). Survey of Missouri pesticide applicator practices, knowledge, and perceptions. **Weed Technology**, 31(2), 165-177.
- Boerboom, C. (2004, October). **Field case studies of dicamba movement to soybeans**. In: Wisconsin crop management conference: 2004 proceedings papers. Madison, WI: university of wisconsin-madison (pp. 406-408).
- Boye, K., Lindström, B., Boström, G., & Kreuger, J. (2019). Long-term data from the Swedish national environmental monitoring program of pesticides in surface waters. **Journal of Environmental Quality**, 48(4), 1109-1119.
- Byker, H. P., Soltani, N., Robinson, D. E., Tardif, F. J., Lawton, M. B., & Sikkema, P. H. (2013). Control of glyphosate-resistant horseweed (*Conyza canadensis*) with dicamba applied preplant and postemergence in dicamba-resistant soybean. **Weed Technology**, 27(3), 492-496.
- Carlile, B. (2006). PESTICIDE SELECTIVITY, HEALTH AND THE ENVIRONMENT. Cambridge University Press.
- Carraschi, S. P., Cubo, P., Schiavetti, B. L., Shiogiri, N. S., & Pitelli, C. D. C. R. A. (2011). Toxic effects of phytosanitary surfactants for jewel tetra (*Hyphessobrycon eques*) /Efeitos toxicos de surfactantes fitossanitarios para o peixe mato grosso (*Hyphessobrycon eques*). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, 33(2), 191-197.
- Chauhan, B. S., & Johnson, D. E. (2011). Growth response of direct-seeded rice to oxadiazon and bispyribac-sodium in aerobic and saturated soils. **Weed Science**, 59(1), 119-122.
- Chauhan, B. S., & Opeña, J. (2012). Effect of tillage systems and herbicides on weed emergence, weed growth, and grain yield in dry-seeded rice systems. **Field Crops Research**, 137, 56-69.

Colquhoun, J. B., Heider, D. J., & Rittmeyer, R. A. (2014). Relationship between visual injury from synthetic auxin and glyphosate herbicides and snap bean and potato yield. **Weed technology**, 28(4), 671-678.

Costa, P. M., Lobo, J., Caeiro, S., Martins, M., Ferreira, A. M., Caetano, M., ... & Costa, M. H. (2008). Genotoxic damage in *Solea senegalensis* exposed to sediments from the Sado Estuary (Portugal): effects of metallic and organic contaminants. **Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**, 654(1), 29-37.

Cruz, C., Cubo, P., Gomes, G. R., Venturini, F. P., Guilherme, P. E., & Pitelli, R. A. (2008). Sensibilidade de peixes neotropicais ao dicromato de potássio. **J Braz Soc Ecotoxicol**, 3, 53-55.

Cruz, C., da Silva, A. F., Pitelli, R. A., Machado, M. R. F., & Carraschi, S. P. (2016). Sensitivity, ecotoxicity and histopathological effects on neotropical fish exposed to glyphosate alone and associated to surfactant. **Journal of Environmental Chemistry and Ecotoxicology**, 8(3), 25-33.

Cruz, C.; Cerveira, W. R.; Pereira, P. C.; Garlich, N.; Vechia, J. F. D.; Carvalho, L. B. (2021). **Ecotoxicologia dos herbicidas: Aplicações e Dinâmica Ambiental**. In: Barroso, A. A. M e Murata, A. T. Matologia: estudos sobre plantas daninhas. Jaboticabal: Fábrica da Palavra. 450-475.

Cruz, C. D., Silva, A. F., Shiogiri, N. S., Garlich, N., & Pitelli, R. A. (2015). Imazapyr herbicide efficacy on floating macrophyte control and ecotoxicology for non-target organisms. **Planta Daninha**, 33(1), 103-108.

Culpepper, A. S., Sosnoskie, L. M., Shugart, J., Leifheit, N., Curry, M., & Gray, T. (2018). Effects of low-dose applications of 2, 4-D and dicamba on watermelon. **Weed Technology**, 32(3), 267-272.

de Melo, D. M., Coelho, E. F., Borges, A. L., da Silva Pereira, B. L., & Campos, M. S. (2016). Desempenho agrônomo e atributos químicos do solo em pomar de bananeira fertirrigado com substâncias húmicas. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, 421-428.

Della Vechia, J. F., Cruz, C., Silva, A. F., & Garlich, N. (2016). Macrophyte bioassay applications for monitoring pesticides in the aquatic environment. **Planta Daninha**, 34, 597-603.

Della Vechia, J. F., da Silva Peres, L. R., Castro, P. P., & da Cruz, C. Determinação de plantas indicadoras de resíduos de bentazone, atrazina e clomazona no solo. **Ciência e Cultura**, 2, 7.

Egan, J. F., & Mortensen, D. A. (2012). Quantifying vapor drift of dicamba herbicides applied to soybean. **Environmental toxicology and chemistry**, 31(5), 1023-1031.

Egan, J. F., Barlow, K. M., & Mortensen, D. A. (2014). A meta-analysis on the effects of 2, 4-D and dicamba drift on soybean and cotton. **Weed Science**, 62(1), 193-206.

Estebenet, A. L., & Martín, P. R. (2003). Shell interpopulation variation and its origin in *Pomacea canaliculata* (Gastropoda: Ampullariidae) from Southern Pampas, Argentina. **Journal of Molluscan Studies**, 69(4), 301-310.

Ferard, J.-F., Blaise, C. (2013). **Encyclopedia of Aquatic Ecotoxicology (Springer Netherlands)**, p. 1221.

Flessner, M. L., McElroy, J. S., McCurdy, J. D., Toombs, J. M., Wehtje, G. R., Burmester, C. H., ... & Ducar, J. T. (2015). Glyphosate-resistant horseweed (*Conyza canadensis*) control with dicamba in Alabama. **Weed Technology**, 29(4), 633-640.

Florêncio, T., Carraschi, S. P., Cruz, C. D., Silva, A. F. D., Marques, A. M., & Pitelli, R. A. (2014). **Bioindicadores neotropicais de ecotoxicidade e risco ambiental de fármacos de interesse para aquicultura**. Boletim do Instituto de Pesca, 569-576.

Ford, L., Soltani, N., Robinson, D. E., Nurse, R. E., McFadden, A., & Sikkema, P. H. (2014). Canada fleabane (*Conyza canadensis*) control with preplant applied residual herbicides followed by 2, 4-D choline/glyphosate DMA applied postemergence in corn. **Canadian Journal of Plant Science**, 94(7), 1231-1237.

Foster, V., & Mourato, S. (2000). Valuing the multiple impacts of pesticide use in the UK: a contingent ranking approach. **Journal of Agricultural Economics**, 51(1), 1-21.

Fujimoto, R. Y., Almeida, E. S., Diniz, D. G., Eiras, J. C., & Martins, M. L. (2013). First occurrence of *Quadrigyrus nickoli* (Acanthocephala) in the ornamental fish *Hyphessobrycon eques*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 22, 110-113.

Garlich, N., Da Cruz, C., Da Silva, A. F., Carraschi, S. P., Malaspina, I. C., Pitelli, R. A., & Bianco, S. (2016). Diquat associated with copper sources for algae control: Efficacy and ecotoxicology. **Journal of Environmental Science and Health, Part B**, 51(4), 215-221.

Geoffroy, L., Frankart, C., & Eullaffroy, P. (2004). Comparison of different physiological parameter responses in *Lemna minor* and *Scenedesmus obliquus* exposed to herbicide flumioxazin. **Environmental Pollution**, 131(2), 233-241.

Goggin, D. E., Kaur, P., Owen, M. J., & Powles, S. B. (2018). 2, 4-D and dicamba resistance mechanisms in wild radish: subtle, complex and population specific?. **Annals of Botany**, 122(4), 627-640.

Goggin, D. E., Beckie, H. J., Sayer, C., & Powles, S. B. (2019). No auxinic herbicide-resistance cost in wild radish (*Raphanus raphanistrum*). **Weed Science**, 67(5), 539-545.

Goggin, D., Taylor, C., Busi, R., Sayer, C., Wells, A., Slatter, M., & Flower, K. (2023). Exploring chemical control of 2, 4-D-resistant wild radish (*Raphanus raphanistrum*) with auxin-related compounds. **Weed Science**, 71(6), 574-583.

Goggin, D. E., Taylor, C. M., Busi, R., & Flower, K. (2024). Characterisation of low-level pyrasulfotole resistance and the role of herbicide translocation in wild radish (*Raphanus raphanistrum*). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 106072.

Green, J. M. (2012). The benefits of herbicide-resistant crops. **Pest management science**, 68(10), 1323-1331.

Gressel, J., Gassmann, A. J., & Owen, M. D. (2017). How well will stacked transgenic pest/herbicide resistances delay pests from evolving resistance?. **Pest Management Science**, 73(1), 22-34.

Guan, X., Chen, X., Qiu, C., Qian, Y., Chen, J., Shao, C., ... & Peng, C. (2020). Effects of long-term herbicide application on the crops in soybean-peanut rotations in the red soil upland of Southern China. **Field Crops Research**, 248, 107723.

Hager, A. (2017, December). **Observations of Midwest weed extension scientists**. In: Proceedings of the 72nd annual meeting of the north central weed science society. st. louis, mo: north central weed science society (p. 98).

Hand, L. C., Vance, J. C., Randell, T. M., Shugart, J., Gray, T., Luo, X., & Culpepper, A. S. (2021a). Effects of low-dose applications of 2, 4-D and dicamba on cucumber and cantaloupe. **Weed technology**, 35(3), 357-362.

Hand, L. C., Eason, K. M., Randell, T. M., Grey, T. L., & Culpepper, A. S. (2021b). 2, 4-D and dicamba removal from the surface of plastic mulch using overhead irrigation: analytical analysis and cucurbit bioassay crop response. **Weed Technology**, 35(4), 662-668.

Heap, I. The International Herbicide-Resistant Weed Database. Online. Quarta-feira, 4 de setembro de 2024. Disponível: www.weedscience.org

Hedlund, J. (2018). Agriculture, Pesticide Use, and Economic Development: A Global Examination (1990-2015). North Carolina State University.

Hess, O.L. Chemical seed treatments as herbicide antidotes. **Weed Sci**, 10:322-323, 1962.

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. 2022. Marketing reports of pesticides. <https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/quimicos-e-biologicos/agrotoxicos/relatorios-de-comercializacao-de-agrotoxicos> (accessed march 12, 2024).

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Relatórios de comercialização de agrotoxicos. <https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/quimicos-e-biologicos/agrotoxicos/relatorios-de-comercializacao-de-agrotoxicos#sobreosrelatorios>. Acesso em 13 de janeiro de 2025.

Ikefuti, C. V., da Silva, A. F., Yamauchi, A. K. F., Garlich, N., & da Cruz, C. (2022). Avaliação ecotoxicológica e risco ambiental da mistura de herbicidas hexazinona+ diuron para organismos neotropicais não-alvo. In *OPEN SCIENCE RESEARCH I* (Vol. 1, pp. 360-370). Editora Científica Digital.

Jennings, A. A., & Li, Z. (2014). Scope of the worldwide effort to regulate pesticide contamination in surface soils. **Journal of environmental management**, 146, 420-443.

Jhala, A. J., Sandell, L. D., & Kruger, G. R. (2014). Control of glyphosate-resistant giant ragweed (*Ambrosia trifida* L.) with 2, 4-D followed by pre-emergence or post-

emergence herbicides in glyphosate-resistant soybean (*Glycine max* L.). **American Journal of Plant Sciences**, 2014.

Johnson, V. A., Fisher, L. R., Jordan, D. L., Edmisten, K. E., Stewart, A. M., & York, A. C. (2012). Cotton, peanut, and soybean response to sublethal rates of dicamba, glufosinate, and 2, 4-D. **Weed Technology**, 26(2), 195-206.

Jones, G. T. (2018). Evaluation of dicamba off-target movement and subsequent effects on soybean offspring. University of Arkansas.

Kaloumenos, N. S., Capote, N., Aguado, A., & Eleftherohorinos, I. G. (2013). Red rice (*Oryza sativa*) cross-resistance to imidazolinone herbicides used in resistant rice cultivars grown in northern Greece. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 105(3), 177-183.

Klementová, Š., Hornyčová, L., Šorf, M., Zemanová, J., & Kahoun, D. (2019). Toxicity of atrazine and the products of its homogeneous photocatalytic degradation on the aquatic organisms *Lemna minor* and *Daphnia magna*. **Environmental Science and Pollution Research**, 26, 27259-27267.

Kruger, G. R., Davis, V. M., Weller, S. C., & Johnson, W. G. (2010). Control of horseweed (*Conyza canadensis*) with growth regulator herbicides. **Weed Technology**, 24(4), 425-429.

Kumar, N., Nath, C. P., Hazra, K. K., Praharaj, C. S., Singh, S. S., & Singh, N. P. (2022). Long-term impact of zero-till residue management in post-rainy seasons after puddled rice and cropping intensification on weed seedbank, above-ground weed flora and crop productivity. **Ecological Engineering**, 176, 106540.

Kumar, N., Nath, C. P., Hazra, K. K., & Sharma, A. R. (2016). Efficient weed management in pulses for higher productivity and profitability. **Indian Journal of Agronomy**, 61(4), 5199-5213.

Leonel, K. P., Morandi, J. M., Brunetti, I. A., Aparicio, L. D. B., & da Cruz, C. (2016). Toxicidade aguda de inseticidas e espalhante usados no controle de vetores para o bioindicador caramujo (*Pomacea canaliculata*). **Ciência e Cultura**, 45.

Liu, K., He, Y., Xu, S., Hu, L., Luo, K., Liu, X., ... & Bai, L. (2018). Mechanism of the effect of pH and biochar on the phytotoxicity of the weak acid herbicides imazethapyr and 2, 4-D in soil to rice (*Oryza sativa*) and estimation by chemical methods. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 161, 602-609.

Lopes, J. R. A., Mendonça, Z. L. L., da Silva, J. P. S., Amaral, A., & Netto, A. M. (2024). Enhancing herbicide adsorption in low-fertility soil using sugarcane biochar: Insights from Imazapic dynamics. **Journal of Contaminant Hydrology**, 104412.

Mahoney, K. J., McNaughton, K. E., & Sikkema, P. H. (2016). Herbicide tank mixtures to control co-existing glyphosate-resistant Canada fleabane and giant ragweed in soybean. **Canadian Journal of Plant Science**, 96(4), 657-661.

Markus, C., Barroso, A. A. M., Dalazen, G., Roncatto, E. & Júnior, A. M. (2021). **Resistência de plantas daninhas aos herbicidas**. In: Barroso, A. A. M e Murata, A.

T. Matologia: estudos sobre plantas daninhas. Jaboticabal: Fábrica da Palavra. 450-475.

Marchesan, E. D., Dedordi, G., Trezzi, M. M., Vidal, R. A., & Dick, D. P. (2011). Seleção de espécies bioindicadoras para uso em bioensaios de lixiviação e persistência de atrazina no solo. **Revista Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, 21, 47-54.

McCauley, C., Legleiter, T., Herman, R., Rasoulpour, R., Schroeder, J., Pilcher, T., ... & Wright, T. (2022). Sustainable weed management—What is it and how are we doing?. **Weed Technology**, 36(6), 768-776.

Mendes, K. F., de Sousa, R. N., da Costa Lima, A., & Junior, M. A. G. (2023). Understanding the Environmental Behavior of Herbicides: A Systematic Review of Practical Insights.

Meyer, C. J., Norsworthy, J. K., Young, B. G., Steckel, L. E., Bradley, K. W., Johnson, W. G., ... & Butts, T. R. (2015). Herbicide program approaches for managing glyphosate-resistant Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) and waterhemp (*Amaranthus tuberculatus* and *Amaranthus rudis*) in future soybean-trait technologies. **Weed Technology**, 29(4), 716-729.

Mithila, J., Hall, J. C., Johnson, W. G., Kelley, K. B., & Riechers, D. E. (2011). Evolution of resistance to auxinic herbicides: historical perspectives, mechanisms of resistance, and implications for broadleaf weed management in agronomic crops. **Weed science**, 59(4), 445-457.

Mohseni-Moghadam, M., & Doohan, D. (2015). Response of bell pepper and broccoli to simulated drift rates of 2, 4-D and dicamba. **Weed technology**, 29(2), 226-232.

Mohseni-Moghadam, M., Wolfe, S., Dami, I., & Doohan, D. (2016). Response of wine grape cultivars to simulated drift rates of 2, 4-D, dicamba, and glyphosate, and 2, 4-D or dicamba plus glyphosate. **Weed Technology**, 30(3), 807-814.

Monquero, P. A., Orzari, I., da Silva, P. V., & dos Santos Penha, A. (2015). Interference of weeds on seedlings of four neotropical tree species. **Acta Scientiarum. Agronomy**, 37(2), 219-232.

Monteiro, A., & Santos, S. (2022). Sustainable approach to weed management: The role of precision weed management. **Agronomy**, 12(1), 118.

Moreira, R. A., Araújo, C. V., da Silva Pinto, T. J., da Silva, L. C. M., Goulart, B. V., Viana, N. P., ... & Espindola, E. L. G. (2021). Fipronil and 2, 4-D effects on tropical fish: Could avoidance response be explained by changes in swimming behavior and neurotransmission impairments?. **Chemosphere**, 263, 127972.

Nath, C. P., Dubey, R. P., Sharma, A. R., Hazra, K. K., Kumar, N., & Singh, S. S. (2018). Evaluation of new generation post-emergence herbicides in chickpea (*Cicer arietinum* L.). **National Academy Science Letters**, 41, 1-5.

Nyffeler, A., Gerber, H. R., Hurle, K., Pestemer, W., & Schmidt, R. R. (1982). Collaborative studies of dose-response curves obtained with different bioassay methods for soil-applied herbicides. **Weed Research**, 22(4), 213-222.

OECD - Organization For Economic Co-Operation And Development. (2002). Guidelines for the testing of chemicals, Lemna sp. Growth inhibition test. Paris-França: 22p.

OECD - Organization For Economic Co-Operation And Development. (2003). Guideline for the testing of chemicals. Proposal for a new guideline 227. Terrestrial Plant Test: Vegetative Vigour Test. p.16.

Oseland, E., Bish, M., Steckel, L., & Bradley, K. (2020). Identification of environmental factors that influence the likelihood of off-target movement of dicamba. **Pest Management Science**, 76(9), 3282-3291.

Okieimen, F. E., Ogeleka, D. F., & Peretiemo-Clarke, B. O. (2020). Ecotoxicological risk evaluation of herbicides on non-target environmental receptors. **Environment & Ecosystem Science**.

Pacheco, L. P., Petter, F. A., Soares, L. D. S., Silva, R. F. D., & Oliveira, J. B. D. S. (2016). Production systems and weed control in annual crops of the Cerrado area of the State of Piauí. **Revista Ciência Agrônômica**, 47, 500-508.

Pereira, V. J., Cunha, J. P. A. R. D., Moraes, T. P. D., Oliveira, J. P. R. D., & Moraes, J. B. D. (2016). Physical-chemical properties of pesticides: concepts, applications, and interactions with the environment. **Biosci. j(Online)**, 627-641.

Pereira, L. S., de Sousa, G. D., Costa, E. M., de Oliveira, G. S., Ventura, M. V. A., Cruz, D. C., & Jakelaitis, A. (2020a). Controle de plantas daninhas tolerantes ao glifosato com 2, 4 de dicamba. **Revista Ciência Agrícola**, 18(3), 22-28.

Pereira, P. C. (2020b). **Eficácia do imazapyr no controle de plantas daninhas e seu impacto sobre plantas não alvo**. 98p. Dissertação de Mestrado - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal.

Perotti, V. E., Larran, A. S., Palmieri, V. E., Martinatto, A. K., Alvarez, C. E., Tiesca, D., & Permingeat, H. R. (2019). A novel triple amino acid substitution in the EPSPS found in a high-level glyphosate-resistant *Amaranthus hybridus* population from Argentina. **Pest management science**, 75(5), 1242-1251.

Penner, D., & Michael, J. (2014, June). **Bioassay for evaluating herbicide volatility from soil and plants**. In: 33rd Symposium on Pesticide Formulation and Delivery Systems: "Sustainability: Contributions from Formulation Technology"(pp. 36-43). ASTM International.

Prestes, E. B., Clemente, Z., de Castro, V. L. S. S., & Jonsson, C. M. (2013). Avaliação da Toxicidade Aguda de Piraclostrobin, Epoxiconazol e sua Mistura em *Colossoma macropomum* (tambaqui). **Ecotoxicology and Environmental Contamination**, 8(1), 125-128.

Quimby, P.C & Nalewaja, J. D. 1971. Selectivity of dicamba in wheat and wild buckwheat. **Weed Sci**, 19:598-601.

Riar, D. S., Norsworthy, J. K., Steckel, L. E., Stephenson, D. O., Eubank, T. W., & Scott, R. C. (2013). Assessment of weed management practices and problem weeds in the midsouth United States—soybean: a consultant's perspective. **Weed technology**, 27(3), 612-622.

Robinson, A. P., Simpson, D. M., & Johnson, W. G. (2013). Response of glyphosate-tolerant soybean yield components to dicamba exposure. **Weed Science**, 61(4), 526-536.

Sanford, M., & Prosser, R. S. (2020). High-frequency sampling of small streams in the agroecosystems of southwestern Ontario, Canada, to characterize pesticide exposure and associated risk to aquatic life. **Environmental toxicology and chemistry**, 39(12), 2570-2587.

Santos, T. A., Resende, A. S., Silva, F. F., Moraes, L. F. D., & Chaer, G. M. (2019). Growth of tree species in coexistence with palisade grass *Urochloa brizantha* (Hochst. Ex A. Rich.) Stapf CV. Marandu. **Planta daninha**, 37, e019178812.

Santos, E. A., da Cruz, C., Carraschi, S. P., Silva, J. R. M., Botelho, R. G., Velini, E. D., & Pitelli, R. A. (2015). Atrazine levels in the Jaboticabal water stream (São Paulo State, Brazil) and its toxicological effects on the pacu fish *Piaractus mesopotamicus*/Razine atrazina u vodotoku Jaboticabal (São Paulo, Brazil) i njihovi toksikološki učinci na ribu *Piaractus mesopotamicus*. **Archives of Industrial Hygiene and Toxicology**, 66(1), 73-82.

Schmitt-Jansen, M., Veit, U., Dudel, G., & Altenburger, R. (2008). An ecological perspective in aquatic ecotoxicology: Approaches and challenges. **Basic and Applied Ecology**, 9(4), 337-345.

Shimabukuro, R. H. Detoxification of herbicides. In: Duke, S. O, (Ed). *Weed Physiology*. Boca Raton, EUA: CRC Press, 1985. 215-240.

Silva, G. S., Giraldeli, A. L., Ghirardello, G. A., Victoria Filho, R., & EstÃvÃ, R. (2018). Manejo de plantas daninhas no sistema de mudas prÃ©-brotadas de cana-de-aÃ § Ã car. **Revista Brasileira de Herbicidas**, 17(1), 86-94.

Silva, T. R., Brunetti, I. A., Perez, L. H. O., Pereira, P. C., Santos, K. P., Cruz, C. (2020). Efeito de subdoses de sulfentrazone em plantas aquaticas e ecotoxicologia para bioindicadores. **Ciência e Cultura**, 16.

Sikorski, Ł., Baciak, M., Bęś, A., & Adomas, B. (2019). The effects of glyphosate-based herbicide formulations on *Lemna minor*, a non-target species. **Aquatic Toxicology**, 209, 70-80.

Solomon, C. B., & Bradley, K. W. (2014). Influence of application timings and sublethal rates of synthetic auxin herbicides on soybean. **Weed Technology**, 28(3), 454-464.

Sosnoskie, L. M., & Culpepper, A. S. (2014). Glyphosate-resistant Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) increases herbicide use, tillage, and hand-weeding in Georgia cotton. **Weed science**, 62(2), 393-402.

Souza, A. P. D., Prates, H. T., Ferreira, F. A., Reis, E. L., & Jordão, C. P. (1999). Lixiviação do glyphosate e do imazapyr em solos com diferentes texturas e composição química: II. método analítico. **Planta Daninha**, 17, 245-262.

Souza, L. A., Cunha, J. P. A. R., & Pavanin, L. A. (2011). Efficacy and loss of 2, 4-d amine herbicide applied at different spray volumes and nozzles. **Planta Daninha**, 29, 1149-1156.

Spycher, S., Mangold, S., Doppler, T., Junghans, M., Wittmer, I., Stamm, C., & Singer, H. (2018). Pesticide risks in small streams—how to get as close as possible to the stress imposed on aquatic organisms. **Environmental science & technology**, 52(8), 4526-4535.

Staten, G. (1946). Contamination of Cotton Fields by 2, 4-d or Hormone-Type Weed Sprays 1. **Agronomy Journal**, 38(6), 536-544.

Struger, J., Grabuski, J., Cagampan, S., Rondeau, M., Sverko, E., & Marvin, C. (2011). Occurrence and distribution of sulfonylurea and related herbicides in central Canadian surface waters 2006–2008. **Bulletin of environmental contamination and toxicology**, 87, 420-425.

Struger, J., Grabuski, J., Cagampan, S., Sverko, E., & Marvin, C. (2016). Occurrence and distribution of carbamate pesticides and metalaxyl in southern Ontario surface waters 2007–2010. **Bulletin of environmental contamination and toxicology**, 96, 423-431.

Struger, J., Grabuski, J., Cagampan, S., Sverko, E., McGoldrick, D., & Marvin, C. H. (2017). Factors influencing the occurrence and distribution of neonicotinoid insecticides in surface waters of southern Ontario, Canada. **Chemosphere**, 169, 516-523.

USA - United States Environmental Protection Agency, (2018). Over-the-top dicamba products for genetically modified cotton and soybeans: benefits and impacts. Washington, DC. 25.

Venturini, F. P., Da Cruz, C., & Pitelli, R. A. (2008). Toxicidade aguda do sulfato de cobre e do extrato aquoso de folhas secas de nim para o caramujo (*Pomacea canaliculata*). **Acta Scientiarum: Biological Sciences**, 179-183.

Xu, Y., Li, A. J., Li, K., Qin, J., & Li, H. (2017). Effects of glyphosate-based herbicides on survival, development and growth of invasive snail (*Pomacea canaliculata*). **Aquatic Toxicology**, 193, 136-143.

Wang, M., & Rautmann, D. (2008). A simple probabilistic estimation of spray drift—factors determining spray drift and development of a model. **Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal**, 27(12), 2617-2626.

WSSA. Weed Technology, v. 12, p. 789, 1998.

Zhang, J., Huang, Y., Reddy, K. N., & Wang, B. (2019). Assessing crop damage from dicamba on non-dicamba-tolerant soybean by hyperspectral imaging through machine learning. **Pest management science**, 75(12), 3260-3272.

Zhou, J., Wu, Z., Yu, D., & Yang, L. (2020). Toxicity of the herbicide flurochloridone to the aquatic plants *Ceratophyllum demersum* and *Lemna minor*. **Environmental Science and Pollution Research**, 27, 3923-3932.

Zimdahl, R. L., & Basinger, N. T. (2024). **Fundamentals of weed science**. Elsevier.

CAPÍTULO 2 – Eficácia do dicamba em plantas daninhas de difícil controle

Resumo: No manejo de plantas daninhas, principalmente no contexto de espécies de difícil controle e resistentes ao glyphosate, o uso de herbicidas auxínicos tem se tornado uma excelente ferramenta de manejo. Assim, os objetivos deste estudo foram avaliar a eficácia do dicamba para controle das plantas daninhas: carurus (*Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* e *I. nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) e erva-quente (*Spermacoce latifolia*). As sementes das plantas daninhas foram semeadas a lanço, em vasos com solo e substrato orgânico e foram conduzidos até atingirem 6 folhas (10 cm). Para cada espécie de planta daninha foi conduzido um experimento de avaliação de eficácia, com dez repetições e uma testemunha, em delineamento inteiramente casualizado (DIC). A aplicação do herbicida foi realizada com pulverizador costal pressurizado (CO₂) com pontas MUG-03 (Magnojet®), com volume de calda equivalente a 150 L ha⁻¹. As doses testadas foram: 45, 90, 180, 360 e 720 g i.a ha⁻¹. Os experimentos foram conduzidos por 60 dias com avaliações em 3, 15, 30 e 60 dias após a aplicação (DAA) pela escala de notas de eficácia de 0,0% a 100,0% e quantificação de biomassa fresca (g) e massa seca (g) das plantas. O dicamba foi eficaz no controle para todas as plantas daninhas testadas, com maior controle para *B. pilosa* (dose de 180,0 g i.a ha⁻¹). Para *A. viridis*; *A. deflexus* e *S. obtusifolia* o controle foi excelente na dose de 720,0 g i.a ha⁻¹ e as doses de 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹, com controle excelente para o *A. hybridus*. Para *E. heterophylla* e *I. nil* o controle excelente foi em 720,0 g i.a ha⁻¹ e para *I. triloba* e *S. latifolia* ocorreu 100% de controle em 720,0 g i.a ha⁻¹, assim, o dicamba é uma alternativa de controle para plantas daninhas eudicotiledôneas de difícil controle.

Palavras-chaves: Controle químico; herbicida auxínico; plantas daninhas resistentes

2.1 Introdução

O controle eficaz de plantas daninhas é essencial para garantir altos rendimentos e boa qualidade da produção (Alebrahim et al., 2012). A aplicação de herbicidas é uma atividade importante em sistemas de proteção de cultivos. Ela fornece manejo eficaz e econômico de plantas daninhas e é o principal método de controle de plantas daninhas em cultivos agronômicos (Heap, 2014).

O uso contínuo de herbicidas que possuem o mesmo mecanismo de ação seleciona plantas daninhas mais tolerantes, fazendo com que haja a seleção de biótipos resistentes. É importante destacar que os herbicidas não possuem capacidade de proporcionar mutação genética nas plantas. Entretanto, a pressão de seleção através da utilização intensiva de herbicidas faz com que as plantas demonstrem habilidades já adquiridas previamente em seu material genético, de sobreviver às condições adversas criadas pela utilização destes fitossanitários (Lamego et al., 2006).

Dentre os fatores que levam à seleção de biótipos de plantas daninhas resistentes a herbicidas, destaca-se o uso de herbicidas iguais ou diferentes, porém, com o mesmo mecanismo de ação, em que a forte pressão de seleção leva à seleção de biótipos resistentes. Uma das principais estratégias para prevenir a seleção de biótipos de plantas daninhas resistentes, bem como para o manejo de plantas que já apresentam casos de resistência, é a diversificação das práticas de manejo, com ênfase na rotação e combinações de herbicidas integradas a medidas não químicas (Coleman et al., 2019; Deffontaines et al., 2020; Frisvold et al., 2020)

No manejo de plantas daninhas, principalmente, no contexto de espécies de difícil controle, o uso de herbicidas auxínicos tem se tornado uma excelente ferramenta pois, em escala global, aproximadamente 366 milhões de hectares são tratados anualmente com esses produtos, superados apenas pelos inibidores de herbicidas, acetolactato sintases (ALSs) (598 milhões de ha) e 5-enolpiruvilshiquimato-3-fosfatos (EPSPs) (477 milhões de ha) (Busi et al., 2018).

O herbicida dicamba é usado exclusivamente no controle em pós-emergência de plantas daninhas eudicotiledôneas, no entanto, esses herbicidas têm efeitos residuais importantes que raramente são explorados, apesar de mostrarem uma redução na emergência de espécies de plantas daninhas como *Convolvulus arvensis*, *Conyza* spp., *Chenopodium álbum* e *Kochia scoparia* (Hagood, 1989; Bruce e Kells,

1990; Ou et al., 2018; Johnson et al., 2010). Esses efeitos residuais no solo otimizam o manejo de plantas daninhas exercendo ação direta sobre o banco de sementes, permitindo que as culturas permaneçam livres da competição com as plantas daninhas por um período mais longo (Gazola et al., 2022).

Para o controle dessas plantas daninhas, alguns cultivares foram geneticamente modificados para a resistência ao dicamba (Gressel et al., 2017), sendo eficaz para plantas daninhas de folhas largas (eudicotiledôneas), incluindo *Conyza canadenses* (Kruger et al., 2010; Vink et al., 2012); *Ambrosia trifida* (Barnett et al., 2013; Vink et al., 2012); *Amaranthus palmeris* (Meyer et al., 2015); *Richardia brasiliensis*, *Commelina benghalensis*, *Conyza* sp., *Ipomoea nil* (Osipe et al., 2017); *A. palmeri* e *Amaranthus hybridus* (Cuvaca et al., 2020); *Conyza stricta* (Hussain et al., 2020) e *Alternanthera tenella*, *Synedrellopsis grisebachii* (Pereira et al., 2020).

Com isso a eficácia do dicamba é de fundamental importância para o manejo de plantas daninhas de difícil controle, para garantir o total controle dessas plantas daninhas e ser uma alternativa de controle.

2.2 Objetivos

Assim, o objetivo foi avaliar a eficácia dicamba para plantas daninhas de difícil controle: carurus (*Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* e *I. nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) e erva-quente (*Spermacoce latifolia*).

2.2 Material e Métodos

O estudo foi realizado em casa de vegetação localizada a latitude sul 20°33'26" e longitude oeste 48°34'04", com altitude de 530 metros.

O herbicida utilizado foi o dicamba na formulação Atectra® 480 g i.a ha⁻¹ da Basf S.A., com composição de ácido 3,6-dicloro-o-anísico e sal de 2-(2-aminoetoxi) etanol do ácido 3,6-dicloro-o-anísico. As seguintes propriedades físico-químicas do dicamba são: solubilidade em água 6.600 mg L⁻¹; pressão de vapor 1,25 x 10⁻⁵ mmHg (25°C); constante de dissociação eletrolítica (pka) 1,83; coeficiente de partição octanol/água (Kow ou P) Lpg Pow -1,8; coeficiente de sorção na matéria orgânica

(Koc) 233,2; tempo de meia vida >180 dias e constante da Lei de Henry $1,0 \times 10^{-4}$ (IBAMA, 2019).

O solo utilizado nos experimentos foi classificado como Latossolo vermelho distrófico, conforme análise físico-química: potencial hidrogeniônico (pH) 4,94; matéria orgânica $9,48 \text{ g dm}^{-3}$; fósforo (P) $5,58 \text{ g dm}^{-3}$; potássio (K) $0,34 \text{ mmol dm}^{-3}$; cálcio (Ca) $13,07 \text{ mmol dm}^{-3}$; magnésio (Mg) $3,22 \text{ mmol dm}^{-3}$; capacidade de troca de cátions (CTC) 35,04; porcentagem de saturação (V%) 47,48; fosfato (S) $16,04 \text{ mg dm}^{-3}$; zinco (Zn) $0,16 \text{ mg dm}^{-3}$; boro (B) $0,18 \text{ mg dm}^{-3}$; manganês (Mn) $4,31 \text{ mg dm}^{-3}$; cobre (Cu) $0,65 \text{ mg dm}^{-3}$; ferro (Fe) $7,22 \text{ mg dm}^{-3}$; acidez total (H + Al) $18,41 \text{ mg dm}^{-3}$.

2.2.1 Eficácia do dicamba em pós-emergência das plantas daninhas

Para a realização dos experimentos de eficácia, foram utilizadas algumas plantas daninhas de difícil controle. Para tanto, as sementes das espécies de caruru (*A. deflexus*, *A. hybridus* e *Amaranthus viridis*), picão-preto (*Bidens pilosa*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), corda-de-viola (*Ipomoea triloba* e *Ipomoea nil*), fedegoso-branco (*Senna obtusifolia*) e erva-quente (*Spermacoce latifolia*) foram semeadas a lanço e cobertas com substrato orgânico (Carolina soil®) em vasos com volume de 3,0 L, contendo o solo acima descrito e substrato orgânico 1:1; v/v) e foram conduzidos até atingirem fase vegetativa (+/- 10 cm), em seguida as plantas foram desbastadas mantendo apenas duas plantas por vaso (Figura 1).

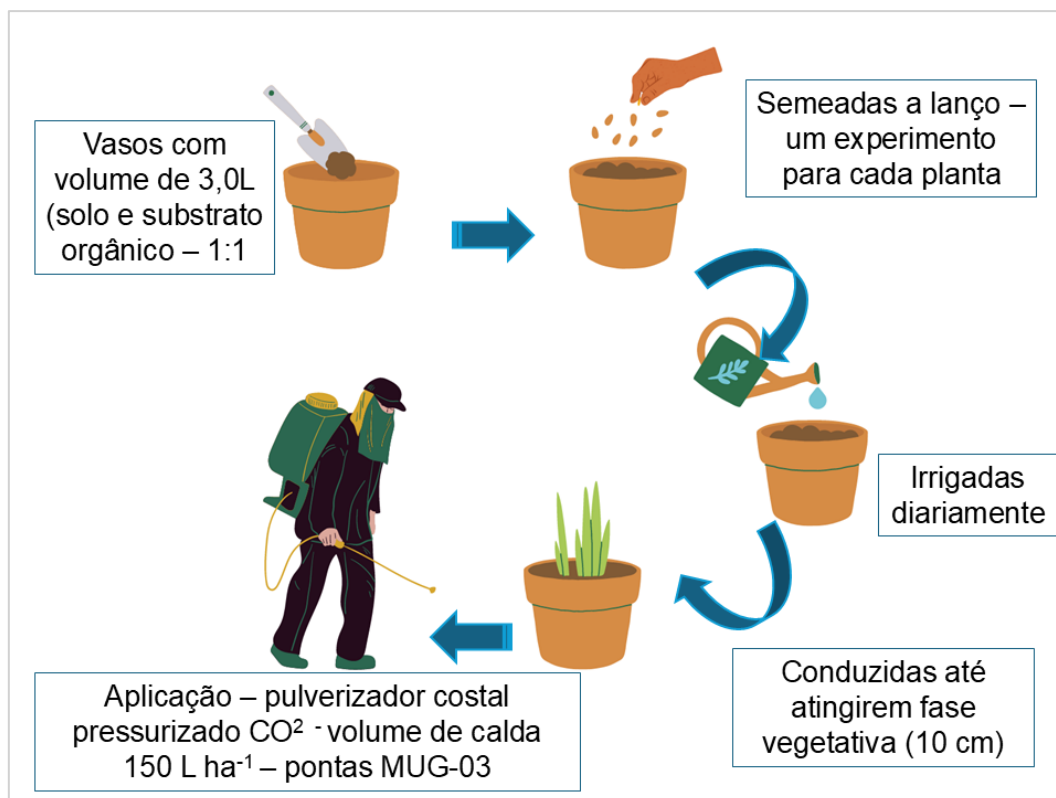


Figura 1: Resumo gráfico da metodologia do experimento de eficácia do dicamba para plantas daninhas de difícil controle.

Para cada espécie de planta daninha foi realizado um experimento para avaliação de eficácia, com dez repetições e a testemunha (controle - sem aplicação do herbicida), em delineamento inteiramente casualizado (DIC).

A aplicação do herbicida foi realizada com pulverizador costal pressurizado (CO₂) à pressão constante de 200,0 KPa, equipado de barra com pontas MUG-03 (Magnojet®), com volume de calda equivalente a 150 L ha⁻¹, com as seguintes condições meteorológicas no momento da aplicação Tabela 1. As doses testadas foram 45, 90, 180, 360 e 720 g i.a ha⁻¹, duas doses recomendadas por bula (360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹) e doses menores para entender como as plantas se comportam.

Tabela 1: Condições meteorológicas no momento da aplicação para cada experimento, representado pela espécie de estudo

Espécies	Temperatura °C	Umidade do ar (%)	Velocidade do vento (Km/h)
<i>Amaranthus deflexus</i>	22,0	34,0	32,0
<i>Amaranthus hybridus</i>	24,0	63,0	14,0
<i>Amaranthus viridis</i>	31,0	51,0	11,5
<i>Bidens pilosa</i>	29,0	57,0	19,0
<i>Euphorbia heterophylla</i>	22,0	63,0	32,0
<i>Ipomoea triloba</i>	32,0	51,0	11,5
<i>Ipomoea nil</i>	32,0	51,0	11,5
<i>Senna obtusifolia</i>	22,0	64,0	32,0
<i>Spermacoce latifolia</i>	22,0	63,0	14,0

Os experimentos foram conduzidos por 60 dias com avaliações em 3; 15; 30; e 60 dias após a aplicação (DAA) pela escala de notas (Tabela 2). Após 60 DAA as plantas foram retiradas dos vasos, lavado as raízes e em seguida as plantas foram submetidas a secagem em temperatura ambiente para obtenção e quantificação da massa seca (g).

Tabela 2: Classificação de controle de plantas daninhas segundo Alam (1974)

Porcentagem de controle	Descrição
0 – 40%	Nenhum (E)
41 – 60%	Controle regular (D)
61 – 70%	Controle considerado suficiente (C)
71 – 80%	Controle considerado bom (B)
81 – 90%	Controle considerado muito bom (B)
91 -100%	Controle considerado excelente (A)

A análise dos dados foi realizada pelo software Phyton, os dados foram submetidos à regressão linear e classificado o controle de acordo com a escala de Alam (1974).

2.3 Resultados e Discussão

2.3.1 Eficácia para *Amaranthus deflexus*

Na avaliação de 3 dias após aplicação (DAA), para o *Amaranthus deflexus*, o dicamba apresentou 8,0% a 30,0% de controle. A equação linear que representa concentração-mortalidade foi $y=10,92 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,70 (Tabela 3).

A partir de 15 DAA para todas as doses testadas as plantas apresentaram folhas e caule com epinastia, folhas murchas (Figura 2A e B), caule clorótico e necrose, aumentando a severidade com o aumento das doses. As doses 180; 360 e 720 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle regular com 41,0%; 44,0% e 53,0% de controle, respectivamente. Diferiu e foi menos sensível que o *Amaranthus retroflexus* exposto as doses 77,0 e 202,0 g i.a ha⁻¹ de metribuzim com 50,0% e 90,0% de controle, respectivamente após 21 dias da exposição (Alebrahim et al., 2012).

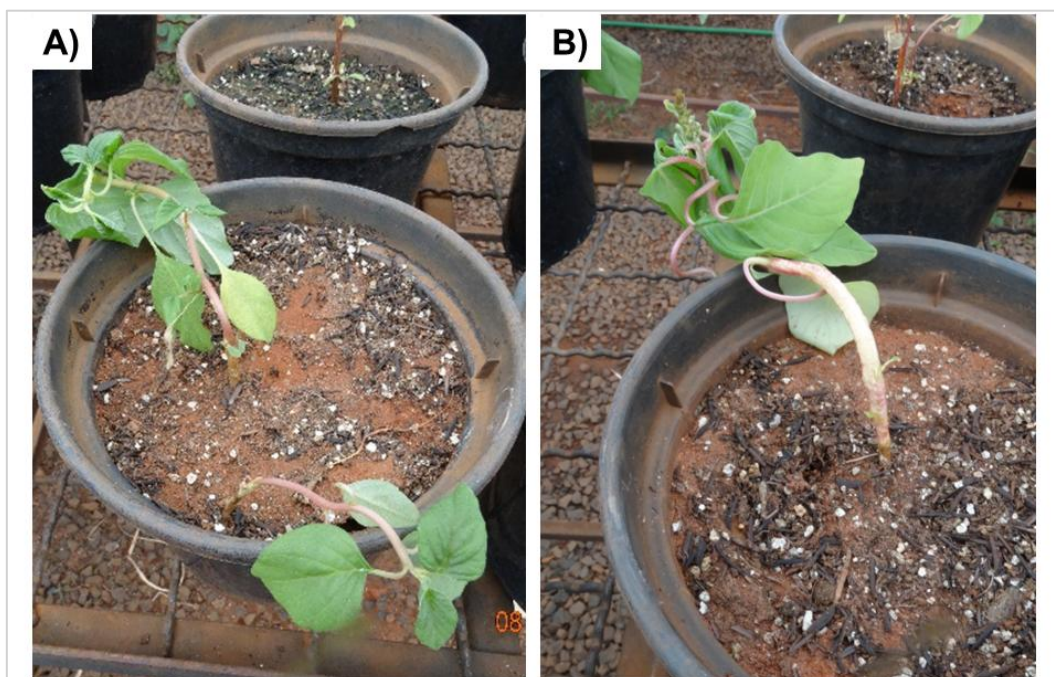


Figura 2: A) *Amaranthus deflexus* a 45 g ha⁻¹ de dicamba em 15DAA com epinastia de folhas e caule, e folhas murchas e perda de sustentação. B) Epinastia de folhas e caule, caule clorótico.

Tabela 3: Regressão linear representando dose-mortalidade do dicamba para as diferentes espécies de plantas daninhas de difícil controle. F

Modelo Y = a + bx	<i>Amaranthus deflexus</i>	<i>Amaranthus hybridus</i>	<i>Amaranthus viridis</i>	<i>Bidens pilosa</i>	3 DAA <i>Euphorbia heterophylla</i>	<i>Ipomoea triloba</i>	<i>Ipomoea nil</i>	<i>Senna obtusifolia</i>	<i>Spermacoce latifolia</i>
a	10,92	42,92	13,33	30,15	9,79	5,44	9,14	8,79	7,5
b	0,03	0,03	0,03	0,004	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03
F	105,2**	387,18**	103,18**	1212,77**	109,07	206,84**	175,10**	71,04**	324,00**
P	2,40e ⁻¹⁴	1,27e ⁻²⁴	1,51e ⁻¹³	1,00e ⁻³⁵	5,99e ⁻¹⁴	5,03e ⁻¹⁹	1,24e ⁻¹⁷	4,99e ⁻¹¹	5,55e ⁻²³
R²	0,70	0,89	0,68	0,96	0,69	0,81	0,78	0,59	0,87
Modelo					15 DAA				
a	30,17	50,83	13,17	38,71	18,37	11,66	14,75	11,04	21,60
b	0,10	0,05	0,13	0,07	0,04	0,08	0,11	0,12	0,04
F	62,32**	183,52**	224,80**	173,05**	103,55**	128,59**	182,41**	325,45**	365,43**
P	3,18e ⁻¹⁰	5,09e ⁻¹⁸	9,74e ⁻²⁰	1,56e ⁻¹⁷	1,43e ⁻¹³	3,53e ⁻¹⁵	5,72e ⁻¹⁸	5,05e ⁻²³	4,37e ⁻²⁴
R²	0,56	0,79	0,82	0,78	0,68	0,72	0,79	0,87	0,88
Modelo					30 DAA				
a	41,77	67,77	26,60	69,13	14,68	20,0	25,25	22,85	33,85
b	0,09	0,05	0,12	0,05	0,11	0,09	0,11	0,11	0,06
F	55,33**	48,53**	115,86**	32,43**	313,57**	529,22**	152,90**	153,20**	264,05**
P	1,56e ⁻⁰⁹	8,27e ⁻⁰⁹	2,15e ⁻¹⁴	7,31e ⁻⁰⁷	1,10e ⁻²²	1,43e ⁻²⁷	1,56e ⁻¹⁶	1,50e ⁻¹⁶	3,82e ⁻²¹
R²	0,53	0,49	0,70	0,39	0,86	0,92	0,76	0,76	0,84
Modelo					60 DAA				
a	52,94	76,66	42,96	88,62	22,46	26,79	44,5	37,27	51,46
b	0,08	0,04	0,097	0,02	0,10	0,11	0,08	0,09	0,07
F	52,56**	28,07**	72,68**	13,11**	386,52**	507,13**	60,51**	87,87**	57,46**
P	3,04e ⁻⁰⁹	2,89e ⁻⁰⁶	3,58e ⁻¹¹	7,05e ⁻¹⁰	1,32e ⁻²⁴	3,65e ⁻²⁷	4,76e ⁻¹⁰	2,01e ⁻¹²	9,54e ⁻¹⁰
R²	0,51	0,36	0,59	0,20	0,89	0,91	0,55	0,64	0,54

F=teste F; P=valor p; R² valor de correlação ajustado; **Significativo a 5% de probabilidade; *Significativo a 1% de probabilidade.

Em 30 DAA a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle 84,5% e as doses 360 e 720 g i.a ha⁻¹ que apresentaram controle 91,0% e 98,0 %, respectivamente (Figura 3). Para estes tratamentos a eficácia foi considerada boa a excelente. Diferiu e foi mais sensível que o *Amaranthus retroflexus* exposto ao 2,4-D nas doses 129,0 e 346,0 g i.a ha⁻¹ com 50,0% e 80,0% em 21 DAA para (da Silva Brochado et al., 2022).

A equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y=41,77 + 0,09x$, com coeficiente de determinação de R² ajustado 0,53 (Tabela 3).

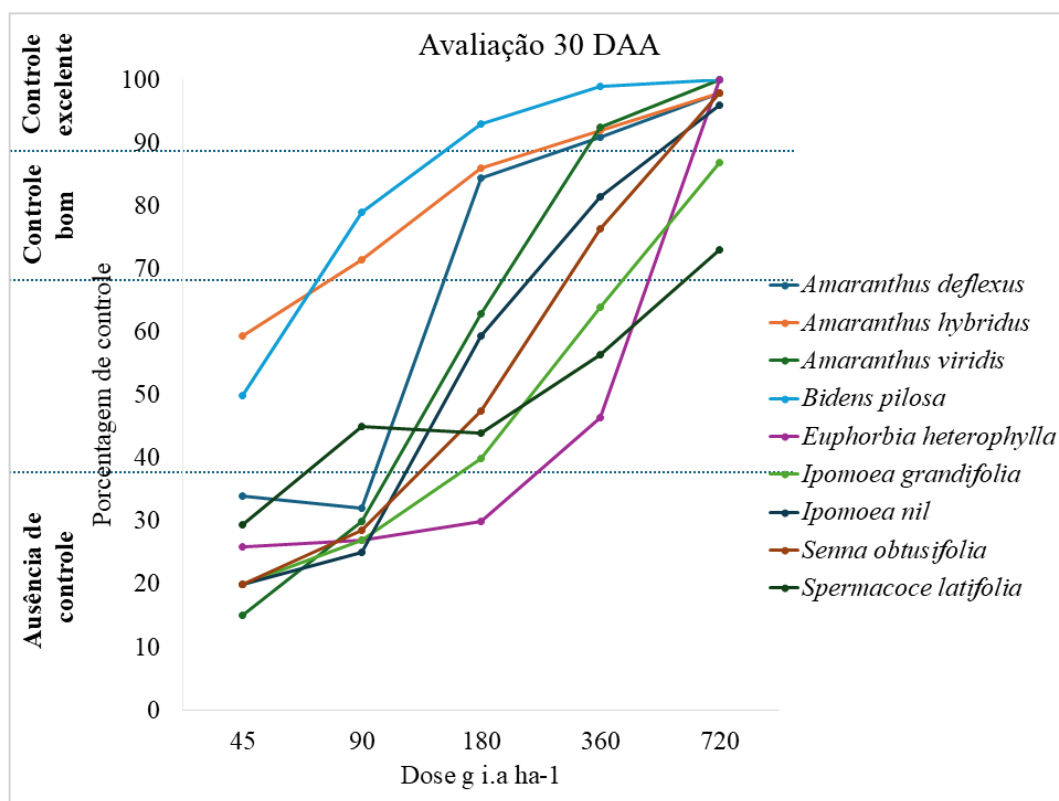


Figura 3: Porcentagem de controle do dicamba para as espécies de plantas daninhas de difícil controle, em 30 dias após a aplicação, com a classificação de eficácia (Alam, 1974) no eixo y.

Na avaliação de 60 DAA, as doses 180,0, 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle de 92,5%; 96,0%; e 98,5%, eficácia considerada excelente (Figura 4).

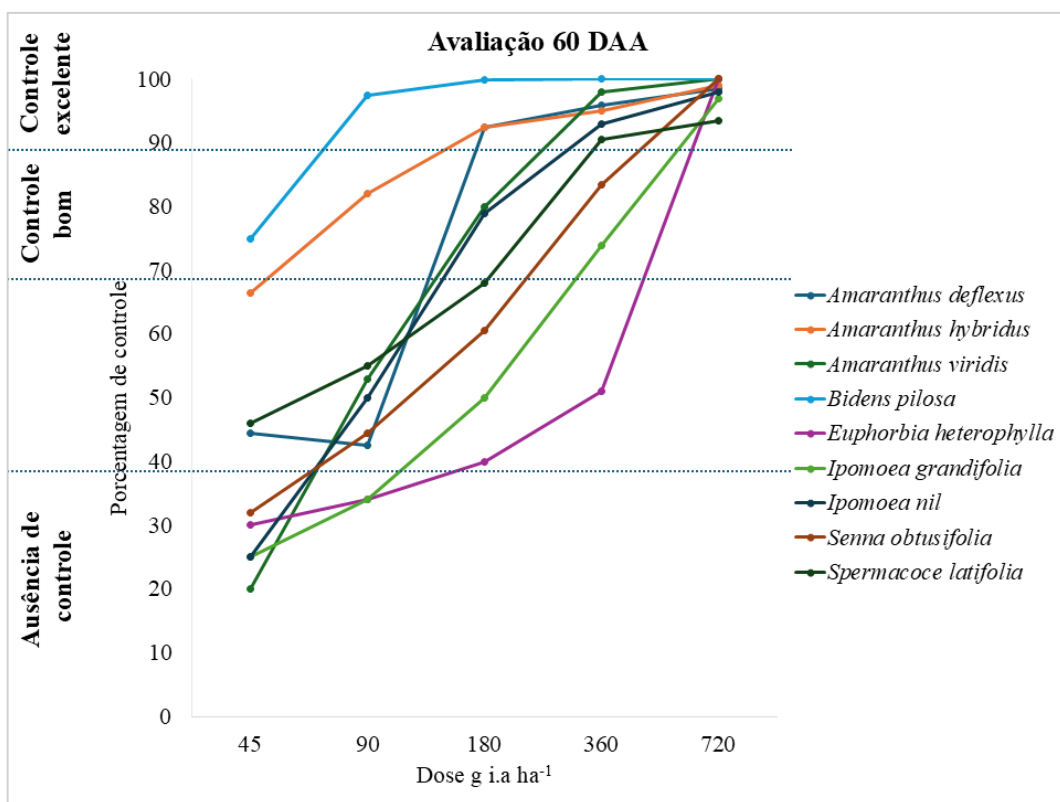


Figura 4: Porcentagem de controle do dicamba para as espécies de plantas daninhas de difícil controle, em 30 dias após a aplicação, com a classificação de eficácia (Alam, 1974) no eixo y.

As plantas de *A. deflexus* apresentaram redução da biomassa seca quando expostas as doses 45,0; 180,0; e 720,0 g i.a ha⁻¹ de 15,0%; 80,0% e 72,0% para biomassa seca (Figura 5). Diferiu e foi menos eficaz na redução de biomassa, que as doses 100, 200 e 400 mg L⁻¹ de sal de sódio de dicamba com redução em torno de 25,0%; 50,0% e 70,0% da biomassa fresca para *Amaranthus retroflexus* em 7 DAA e 58,0%; 70,0% e 80,0% em 14 dias após o tratamento (Liu et al., 2024).

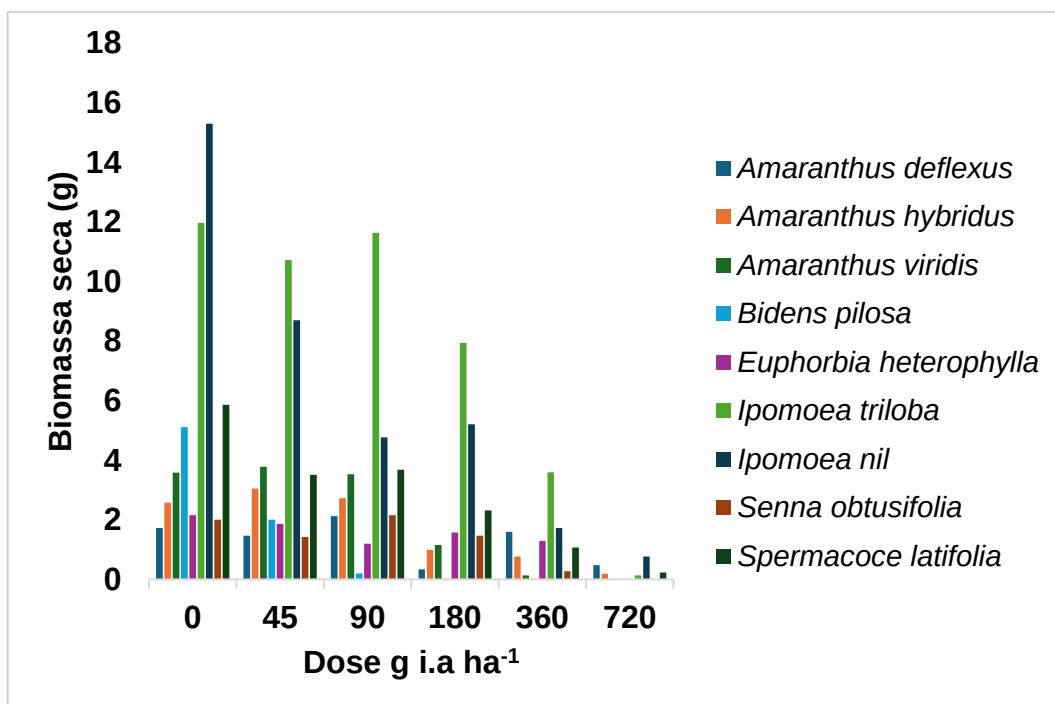


Figura 5: Biomassa seca das plantas daninhas expostas ao dicamba, após 60 dias de aplicação.

2.3.2 Eficácia para *Amaranthus hybridus*

Em 3 DAA para o *A. hybridus* o dicamba causou controle regular com 41,2% a 60,4 % de controle, em todas as doses testadas. A equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y=42,92 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,89 (Tabela 3). Nesta avaliação, as plantas apresentaram folhas e caules com epinastia e folhas murchas (Figura 6 A e B), para todas as doses testadas.

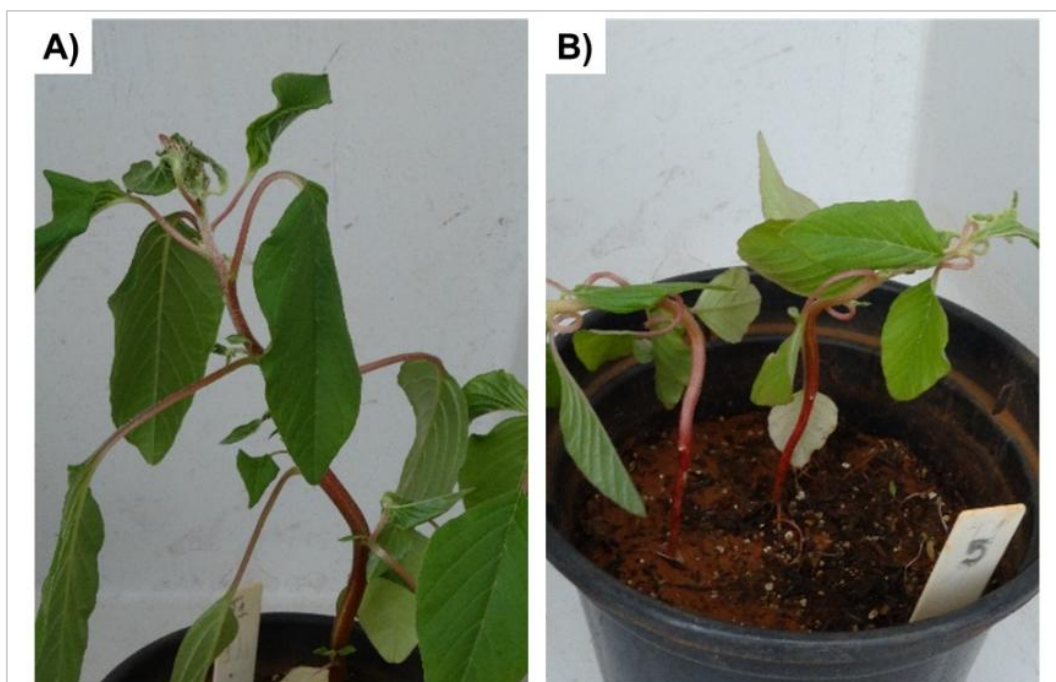


Figura 6: A) Plantas de *Amaranthus hybridus* expostas a 45 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 3DAA com epinastia e folhas murchas. B) *Amaranthus hybridus* exposta a 720 g i.a ha⁻¹ de dicamba com epinastia e folhas murchas em 3DAA.

Na avaliação de 15 DAA as doses 360 e 720 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle de 70,0% e 81,5%, respectivamente. A eficácia para estas doses foi considerada boa. Similar para a mesma espécie exposta as doses de 156,30 e 269,42 g i.a ha⁻¹ de 2,4-D com 80,0% e 90,0% de controle e as doses de dicamba 43,13 e 67,10 g i.a ha⁻¹ com 80,0% e 90,0% (Gazola et al., 2022).

Em todas as doses as plantas apresentaram caule clorótico e a partir de 180 g i.a ha⁻¹ as plantas apresentaram também folhas com necrose (Figura 7A e B).



Figura 7: A) Plantas de *Amaranthus hybridus* expostas a 180 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 15 DAA com epinastia, clorose no caule, folhas com clorose e necrose. B) *Amaranthus hybridus* exposta a 360 g i.a ha⁻¹ de dicamba com nodulações no caule em 60 DAA.

Em 30 DAA, nas doses 90,0 e 180,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 71,5% e 86,0% e nas doses 360 e 720 g i.a ha⁻¹ ocorreu com 92,0% e 98,0 % (Figura 3). A eficácia obtida nesta avaliação foi considerada boa a excelente e as plantas apresentaram caules com necrose e rachaduras em todas as doses avaliadas.

Na avaliação de 60 DAA as doses de 180,0; 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle 92,4%; 95,0% e 99,5%, respectivamente, com a eficácia sendo considerada excelente (Figura 4). Em todas as doses as plantas apresentaram, além dos sinais já descritos acima, nodulações nos caules (Figura 7 B).

As plantas de *A. hybridus* apresentaram redução da biomassa seca de 61,0; 70,0 e 93,0% para biomassa seca (Figura 5). Para o *A. palmeri* a dose de 0,6 L ha⁻¹ de dicamba causou 76,0% de redução de biomassa após 40 dias de a aplicação (Rotellar et al., 2024).

2.3.3 Eficácia para *Amaranthus viridis*

Em 3 DAA para o *A. viridis* o dicamba apresentou controle de 5% a 35%. A equação linear que representa concentração-mortalidade foi $y=13,33 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,68 (Tabela 3). As plantas apresentaram em todas as doses testadas epinastia de caule e folhas e a partir de 360 g i.a ha⁻¹ perda de sustentação (Figura 8 A e B).

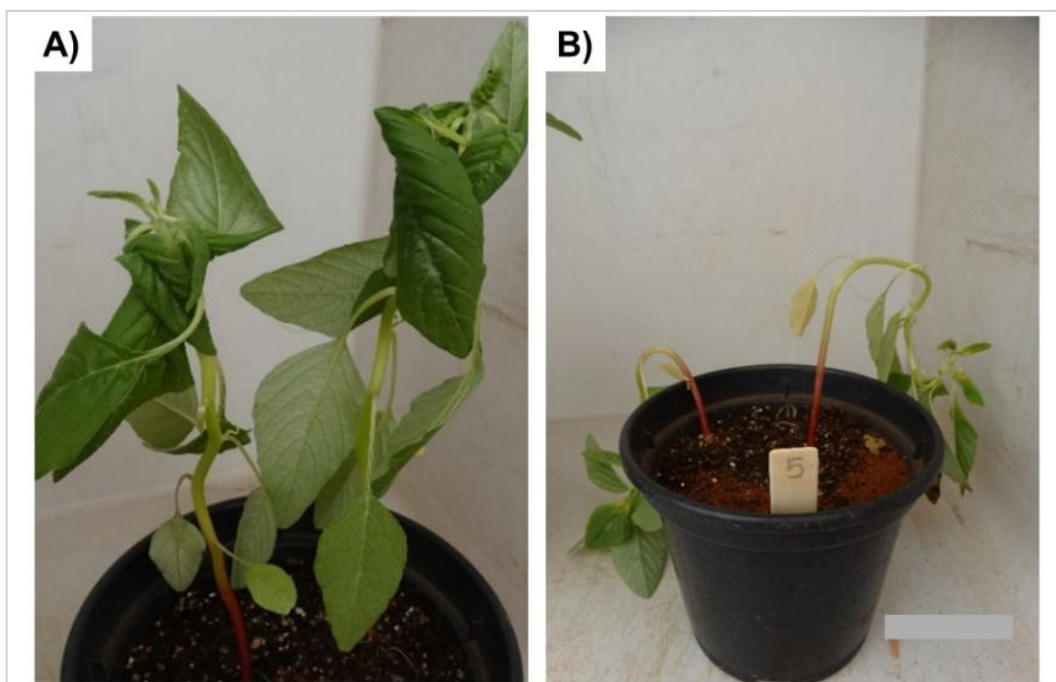


Figura 8: A) Plantas de *Amaranthus viridis* expostas a 90 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 3 DAA com epinastia de folhas e ramos. B) *Amaranthus viridis* exposta a 720 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 3 DAA com perda de sustentação.

Em 15 DAA, na dose 360 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 81,0% e em 720 g i.a ha⁻¹ controle de 100,0%. As eficácias obtidas nesta avaliação variaram de boas a excelente. Similar para a mesma espécie exposta ao glyphosate (720 g i.a ha⁻¹) em 14 DAA com 100,0% de controle (Lopes Ovejero et al., 2013).

A partir de 90 g i.a ha⁻¹ as plantas apresentaram epinastia caule e folhas, caule com clorose e na base com necrose, nodulações no caule, folhas com clorose e necrose (Figura 9 A e B).

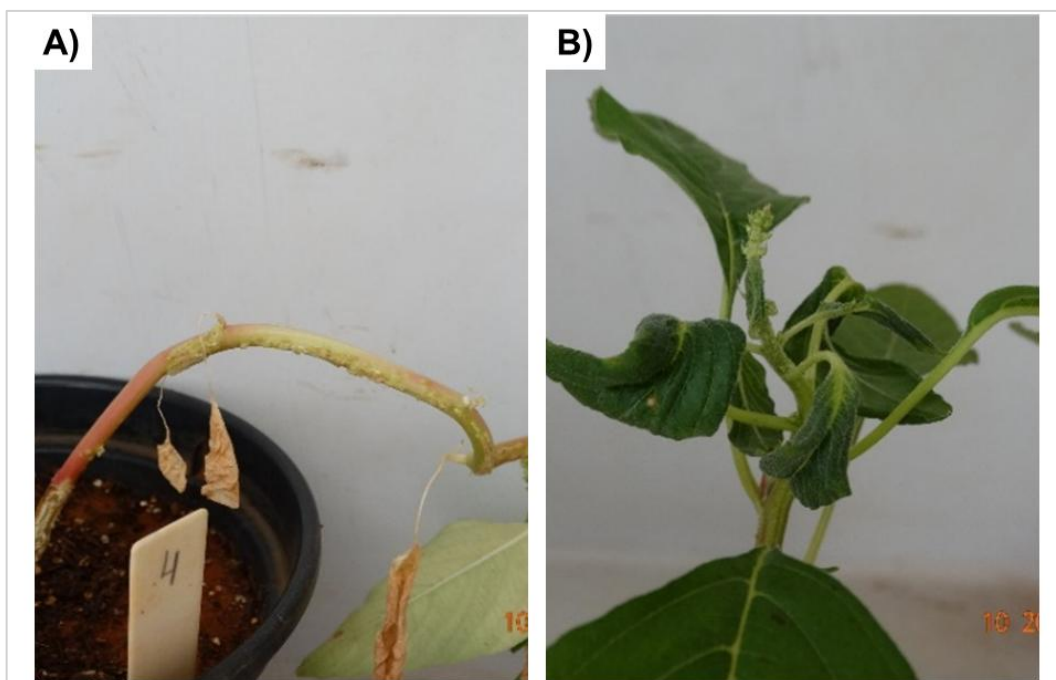


Figura 9: A) *Amaranthus viridis* exposta a 360 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 15 DAA com caule clorótico e a base com necrose e nodulações. B) *Amaranthus viridis* exposta a 90 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 15 DAA com epinastia de folhas e ramos.

Em 30 DAA, na dose 40,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu 15,0% de controle, classificado como ausência de controle. Nas doses de 360 e 720 g i.a ha⁻¹ de dicamba ocorreram controles excelentes com 92,5% e 100,0%, respectivamente (Figura 3). similar ao *A. palmeri* exposto a 125,0 e 250,0 g i.a ha⁻¹ de fomesafem com 75,8% e 94,8% de controle (Gonçalves et al., 2019), e diferiu para *A. palmeri* exposto as doses 84,0 e 168,0 g i.a ha⁻¹ do lactofem que apresentou 73,8% e 93,8% de controle (Gonçalves et al., 2019).

A equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y=26,6 + 0,12x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,70 (Tabela 3). As plantas apresentaram em todas as doses encurtamento de ramos e inflorescência, rachamento de caule e nodulações (Figura 10 A e B).

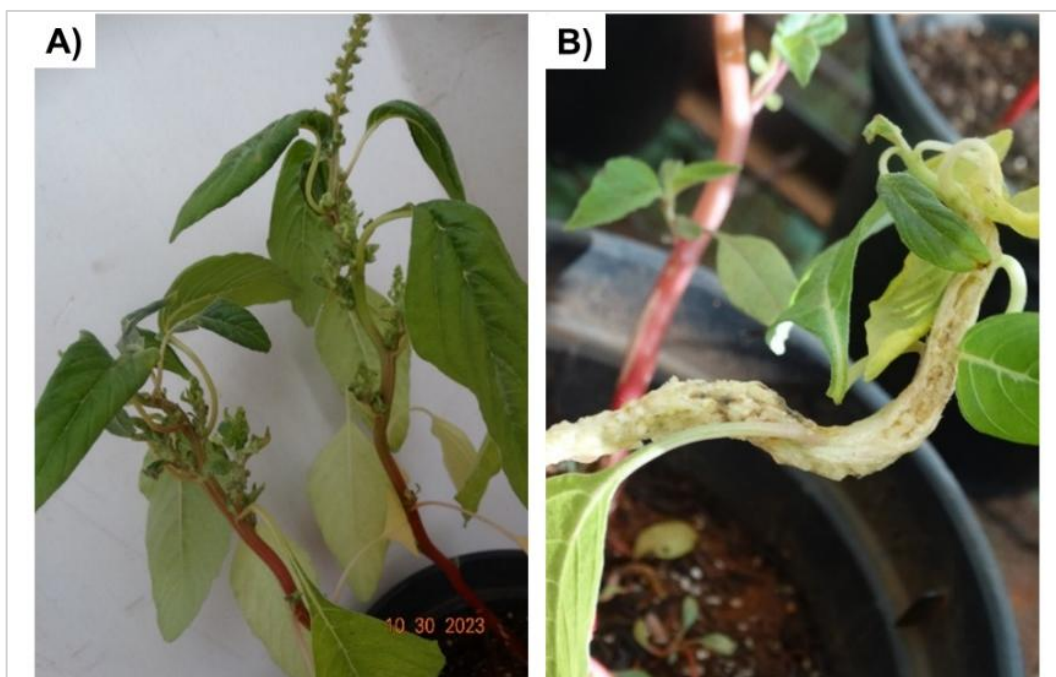


Figura 10: A) *Amaranthus viridis* exposta a 90 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 30 DAA com encurtamento dos ramos e inflorescência. B) *Amaranthus viridis* exposta a 90 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 30 DAA com caule rachado e com nodulações.

Na avaliação de 60 DAA a dose de 180,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle bom com 80,0% e as doses 360,0 e 720,0 g ha⁻¹ apresentaram controle excelente com 98,0 e 100,0% (Figura 4). Diferiu para *A. palmeri* exposta a 288 g ha⁻¹ de dicamba, com controle de 72,0% em 45 DAA (Llenes; Montull e Bellver, 2024).

As plantas de *A. viridis* apresentaram redução da biomassa seca a partir da dose 180,0 g i.a ha⁻¹ com 68,0; 96,0 e 100,0% para biomassa seca (Figura 5 C). O dicamba nas doses de 92,0 e 167,0 g i.a ha⁻¹ e as 144,0 e 491,0 g i.a ha⁻¹ de 2,4-D causaram 50,0% a 80,0% de redução de biomassa seca da parte aérea do *A. tuberculatus* (da Silva Brochado et al., 2022).

As doses de 3, 11, 45, 180 e 720 g i.a ha⁻¹ de dicamba e de 9, 36, 146, 586 e 2345 g ha⁻¹ de 2,4-D (mimetizador de auxina, grupo O) causaram desenvolvimento desordenado do caule e folhas terminais em forma de concha para o *Amaranthus tuberculatus* (da Silva Brochado et al., 2022), similar aos sinais descritos para as três espécies *Amaranthus* avaliadas.

2.3.4 Eficácia para *Bidens pilosa*

Em 3 DAA, para o picão-preto (*Bidens pilosa*) o dicamba apresentou 30,2% a 33,2% de controle, com epinastia do caule e folhas e murchamento foliar, sendo a eficácia considerada insatisfatória. A equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y=30,15 + 0,004x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,96 (Tabela 3).

Na avaliação de 15 DAA, nas doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 77,0% e 81,0%, respectivamente. Todas as doses apresentaram epinastia de folhas e caule, nodulações no caule, clorose e necrose de folhas (Figura 11).

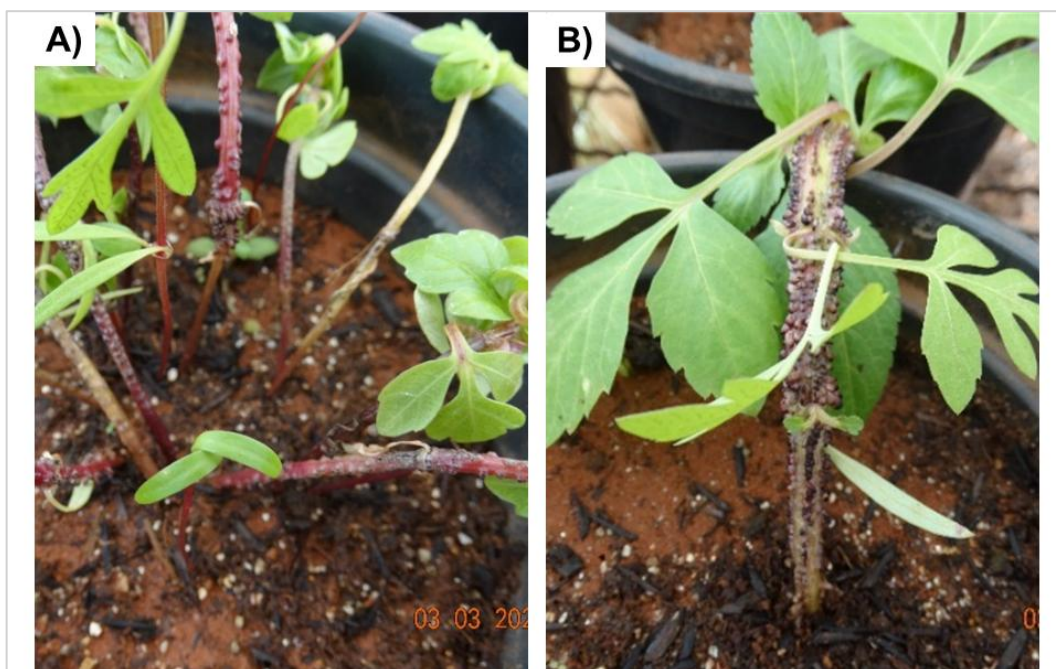


Figura 11: *Bidens pilosa* exposta ao dicamba nas doses 45,0 (B) e 90,0 (A) g i.a ha⁻¹ com nodulações no caule e epinastia.

Em 30 DAA, nas doses 45,0 e 90,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 50,0% e 79,0%. Para as doses 180; 360; e 720 g i.a ha⁻¹ ocorreram controle 93,0%; 99,0% e 100,0%, sendo a eficácia considerada excelente (Figura 3). As plantas expostas a todas as doses apresentaram caule engrossados, além dos sinais citados acima. Diferindo de 250,0 g i.a ha⁻¹ de fomesafem com 80% de controle para *B. pilosa* em 21 dias após aplicação (Vaz et al., (2024), entretanto o controle foi similar a 648,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 100,0% em 28 DAA (Braz et al., 2011) e para 720,0 g i.a ha⁻¹

de dicamba em 28 DAA (Mundt et al., 2024), demonstrando eficiência e utilização da molécula do dicamba, como alternativa de controle para plantas eudicotiledôneas.

O controle *B. pilosa* com dicamba foi similar ao de *B. subalternas* exposta a 20,0 g i.a ha⁻¹ de chlorimuron e 100,0 g i.a ha⁻¹ de imazathapyr (ALS) com controle entre 51,0% a 86,0% e 180,0 g i.a ha⁻¹ de lactofem com 99,0% a 100,0% de controle em 28 DAA (Albrecht et al., 2024) e para *B. subalternans* exposta a 750,0 g i.a ha⁻¹ de ghyphosate com 99,0% em 28 DAA (Bottcher et al., 2022).

Na avaliação de 60 DAA, as doses 90; 180; 360; e 720 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle 97,5%; 99,9%; e 100,0% (Figura 4). Os sinais citados anteriormente se mantiveram, entretanto com mais severidade e morte das plantas. Diferindo para *B. pilosa* exposta a 100,0 e 192,0 g i.a ha⁻¹ de mesotrione com 78,0% e 90,0% e 1920,0 g i.a ha⁻¹ de metribuizina com 90,0% em 90 dias após o tratamento (Monquero et al., 2009).

As plantas de *B. pilosa* apresentaram reduções de biomassa seca de 60,8%; 96,1%; 100,0%; 100,0% e 100,0% para biomassa seca (Figura 5), para todas doses testadas respectivamente.

2.3.5 Eficácia para *Euphorbia heterophylla*

Em 3 DAA para a *E. heterophylla* o controle foi de 11,0% a 28,5% em todas as doses avaliadas. Em 15 DAA na dose 720,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle regular com 59,0%. Diferiu para mesma espécie exposta a 800,0 g i.a ha⁻¹ de imazethapyr com 94,5% de controle; 960,0 g i.a ha⁻¹ de lactofem com 100,0%; 720 g i.a ha⁻¹ flumiclorac-pentil com 87,7%; 600 g i.a ha⁻¹ de glufosinato de amônio com 97,2% e 720 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 99,0% em 20 DAA (Gelmini et al., 2001).

A equação linear que representa a concentração-mortalidade foi $y=18,37 + 0,04x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,68 (Tabela 3). Em 3 e 15 DAA as plantas nas doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram encarquilhamento de folhas e caule e folhas com clorose (Figura 12).



Figura 12: *Euphorbia heterophylla* exposta as doses de dicamba 15 dias após a aplicação.

Em 30 DAA, na dose 360,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle 46,5% e 720,0 g i.a ha⁻¹ controle de 100,0%, mantendo-se até o final do período experimental (Figura 3). Similar para glyphosate nas doses de 480,0 e 960,0 g i.a ha⁻¹ com 67,5% e 92,75% de controle para *E. heterophylla* em 35 DAA (Ramires et al., 2010). E diferiu para mesma espécie exposta ao amicarbazone nas doses de 0,525; 0,70; 0,875 e 1,05 Kg i.a ha⁻¹ com 100,0% de controle em 28 DAA (Toledo et al., 2009).

As plantas apresentaram para todas as doses testadas clorose das folhas e em 720,0 g i.a ha⁻¹ mortalidade das plantas, os sinais mantiveram-se assim até o final do período experimental (Figura 13).

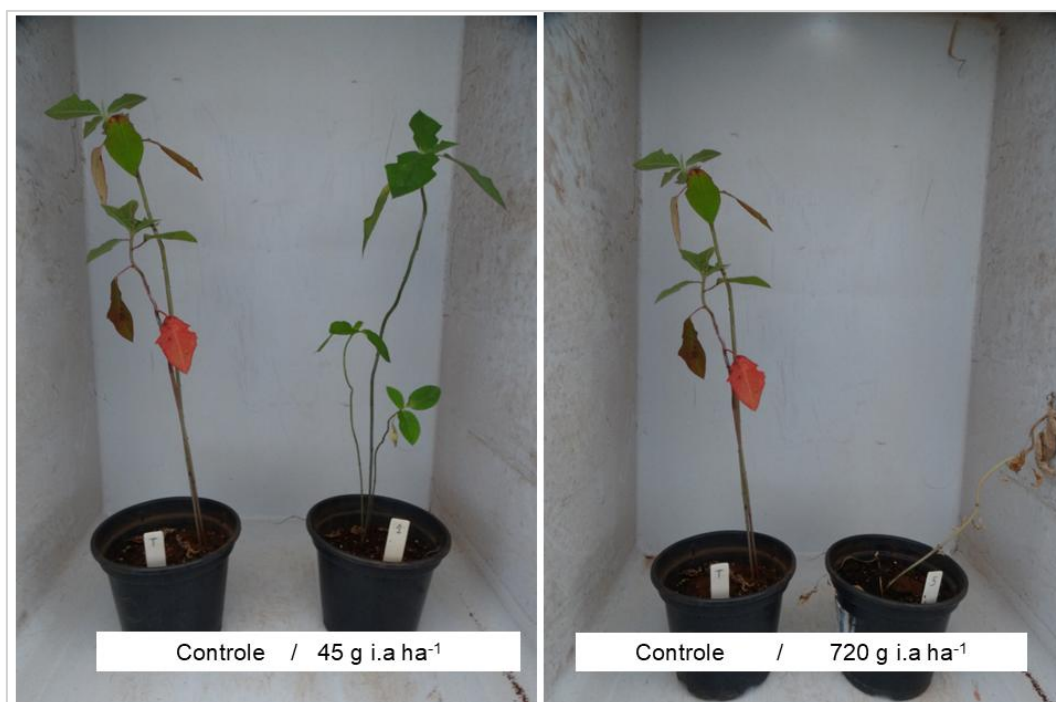


Figura 13: *Euphorbia heterophylla* exposta as doses de dicamba 30 dias após a aplicação.

Em 60 DAA a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ apresentou 50,0% de controle da *E. heterophylla*, diferiu e apresentou menor velocidade de controle que o glifosinato de amônio na dose de 110,1 g i.a ha⁻¹ para mesma espécie com 50,0% de controle em 20 DAA (Prado et al., 2024). Apenas a dose 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle de 100,0%, eficácia considerada excelente (Figura 4). Similar as doses 648,0 e 972,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 90,0% e 97,0% de controle em 28 DAA (Braz et al., 2011).

A equação linear que representa concentração-mortalidade foi $y=22,46 + 0,10x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,89 (Tabela 3).

As plantas de *E. heterophylla* apresentaram reduções de biomassa seca de 14,0%; 44,0%; 27,0%; 40,0% e 100,0% para as doses testadas respectivamente (Figura 5). Diferiu para mesma planta na dose de 75,0 g i.a ha⁻¹ de fomasafen e para 13,0 g i.a ha⁻¹ de imazamox, que reduziram o peso fresco em 50,0% (Trezzi et al., 2021).

2.3.6 Eficácia para *Ipomoea triloba*

Na avaliação de 3 DAA para a corda de viola (*Ipomoea triloba*) o dicamba apresentou 5,5% a 25,0% de controle, com epinastia do caule e folhas e encarquilhamento de folhas. Sendo a eficácia considerada como ausência de controle.

A equação linear que representa concentração-mortalidade foi $y = 5,44 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,81 (Tabela 3).

Em 15 DAA a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ teve 30,0% de controle, diferiu e foi mais eficaz que a dose de 250 g i.a ha⁻¹ de fomasen para a mesma espécie com controle em torno de 5,0% em 21 DAA (Vaz et al., 2024). Para a 720,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 69,0%, sendo eficácia considerada boa. Diferiu para as doses de 960,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 65,5% para *I. triloba* em 14 DAA (Lopes Ovejero et al., 2013).

Em todas as doses as plantas apresentaram epinastia de folhas, inibição de desenvolvimento, encurtamento de ramos, nodulações nos caules (Figura 14 A). A partir da dose 180,0 g i.a ha⁻¹ as plantas apresentaram também entrenós cloróticos (Figura 14 B) e folhas com clorose e necrose. E a partir da dose 360,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram também caule clorótico e entrenós engrossados.



Figura 14: *Ipomoea triloba* exposta ao dicamba em 15DAA, A) exposta a dose 90,0 g i.a ha⁻¹ com nodulações no caule; B) exposta a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ com os entre-nós cloróticos.

Na avaliação de 30 DAA a dose 45,0 g i.a ha⁻¹ promoveu controle de 20,0% (Figura 3), divergindo para a dose 25,2, g i.a ha⁻¹ de diclosulam com 99,0% de controle em 35 DAA para *I. triloba* (Carbonari et al., 2008). As doses de 180,0 e 360,0 g i.a ha⁻¹

¹ teve eficácia de 10,0% e de 64,0% (Figura 3), similar para a mesma espécie expostas as doses 120,0 e 480,0 g i.a ha⁻¹ de dicamba com 30,0% e 91,0% de controle em 28 DAA (de Carvalho et al., 2021). Similar também para mesma espécie exposta a dose 480,0 e 960,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 63,75% e 83,75% de controle em 35 DAA (Ramires et al., 2010).

Para a dose 720,0 g i.a ha⁻¹ o controle foi de 87,0% (Figura 12). Similar para mesma espécie exposta ao dicamba na dose de 720,0 g i.a ha⁻¹ com 100,0% de controle da *I. triloba* em 28 DAA (Mundt et al., 2024). E diferiu para a mesma espécie exposta as doses 0,525; 0,70; 0,875 e 1,05 kg i.a ha⁻¹ de amicarbazone com 100,0% de controle em 28 DAA (Toledo et al., 2009).

A equação linear que representa a relação dose-mortalidade foi $y = 20,0 + 0,09x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,92 (Tabela 3). Em todas as doses as plantas apresentam, além dos sinais já descritos acima, caule rachados, necróticos e crescimento irregular dos ramos (ramos encurtados) (Figura 15 A e B).

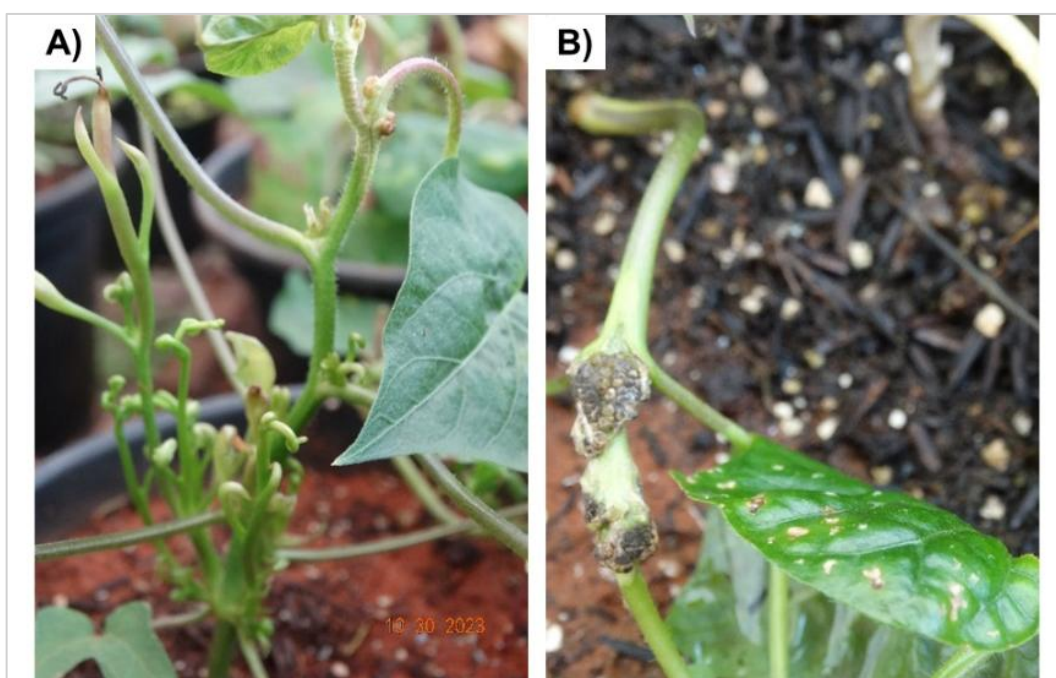


Figura 15: *Ipomoea triloba* exposta ao dicamba em 30DAA, A) exposta a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ desenvolvimento irregular dos ramos (encurtamento de ramos). B) exposta a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ com caules rachados e necróticos.

Em 60 DAA na dose 360,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 64,0% e em 720,0 g i.a ha⁻¹ controle de 87,0% (Figura 4). Para toda as doses as plantas apresentaram, além

dos sinais descritos acima, nodulações no caule e necrose para todas as doses testadas.

As plantas de *I. triloba* apresentaram redução da biomassa seca para todas as doses testadas 10,0; 3,0; 34,0; 70,0 e 99,0% respectivamente (Figura 5).

2.3.7 Eficácia para *Ipomoea nil*

Na avaliação de 3 DAA para corda-de-viola (*Ipomoea nil*) o dicamba apresentou controle de 5,0 a 30,0%, eficácia considerada como ausência de controle. A equação linear que representa a relação concentração-mortalidade foi $y = 9,14 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,78 (Tabela 3). Todas as doses apresentaram folhas encarquilhadas e epinastia de folhas e caule e para 720,0 g i.a ha⁻¹, apresentaram também ramos cloróticos e clorose de folhas (Figura 16).



Figura 16: *Ipomoea nil* exposta as doses de dicamba em 3DAA.

Em 15 DAA a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 68,0% (eficácia suficiente) e para dose 720,0 g i.a ha⁻¹ com 87,0% (eficácia boa). Similar a dose de 333 g i.a ha⁻¹ de fomesafem que ocasionou clorose, atrofiamento e murcha, e a dose 19,73 g i.a ha⁻¹ reduziu 50,0% do crescimento da *I. nil* em 21 DAA (Cao et al., 2023).

Similar também para as doses de 960,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate com 73,0% de controle para *I. hederifolia* e 65,5% para *I. triloba* em 14 DAA (Lopes Ovejero et al., 2013).

As plantas expostas a todas as doses apresentaram, além dos sinais citados acima, encurtamento de caule. A partir da 90,0 g i.a ha⁻¹ as plantas apresentaram também engrossamento nos entrenós do caule e clorose. A partir da dose 180,0 g i.a ha⁻¹ as plantas apresentaram também caule rachando com nodulações (Figura 17 A).



Figura 17: *Ipomoea nil* exposta a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ de dicamba em 15 DAA (A) com caule rachando com nodulações e em 60 DAA (B) com necrose de caule e nodulações.

Na avaliação de 30 DAA a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ causou controle 81,5% e a dose 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentou 96,0%, para esses tratamentos a eficácia foi considerada boa a excelente (Figura 3). Similar para mesma espécie exposta ao 2,4-D e dicamba nas doses de 400,0 e 600,0 g i.a ha⁻¹ com 100,0% de controle em 30 DAA (Osipe et al., 2017). Diferiu e foi mais eficaz que a dose de 750 g i.a ha⁻¹ do glyphosate para *I.spp* com 75,0% de controle em 28 DAA (Bottcher et al 2022).

A equação linear que representa a relação concentração-mortalidade foi $y = 25,25 + 0,11x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,76 (Tabela 3). Nesta avaliação ocorreu atraso de desenvolvimento das plantas tratadas em todas as doses com encurtamento dos ramos se mantendo assim até o fim do experimento.

Em 60 DAA a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ causou 79,0% e para as doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ com 93,0 e 98,0%, respectivamente, para estes tratamentos a eficácia foi considerada boa a excelente (Figura 4). Diferiu para *I. quamoclit* exposta a 100,0 e 192,0 g i.a ha⁻¹ de mesotrione com 80,0% e 95,0% de controle em 90 DAA (Monquero et al., 2009).

As plantas de *I. nil* apresentaram redução da biomassa seca para todas as doses testadas 43,0; 69,0; 66,0; 89,0 e 95,0% (Figura 5).

O dicamba apresentou uma boa eficiente para as cordas-de-viola (*I. triloba* e *I. nil*), diferindo do fomesafem para *I. triloba* que apresentou um controle ineficiente em 21 DAA (Vaz et al., 2024).

2.3.8 Eficácia para *Senna obtusifolia*

Na avaliação de 3 DAA para o fedegoso (*Senna obtusifolia*) o dicamba apresentou 7,0% a 26,0%. Para todas as doses testadas, as plantas apresentaram folhas com clorose e encarquilhamento.

Em 15 DAA a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle 52,5% e para dose 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle de 100,0%. Para estes tratamentos a eficácia foi considerada regular e excelente. As plantas apresentaram além dos sinais descritos acima, crescimento irregular para todas os tratamentos (Figura 18).



Figura 18: *Senna obtusifolia* exposta as doses de dicamba 15 dias após a aplicação.

Em 30 DAA a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ causou 47,5% e nas doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ causaram 76,5% e 98,0%, com eficácia considerada regular, boa e excelente (Figura 3). Similar ao resultado encontrado para as doses 420,0 e 840,0 g i.a ha⁻¹ de dicamba com 70,0 e 91,0% de controle para *S. obtusifolia* em 3 semanas após a aplicação (21 dias), diferiu e foi mais sensível que o 2,4-D nas doses de 560,0 e 1.120,0 g i.a ha⁻¹ com 86,0 e 80,0% (Leon et al., 2016). Similar para a dose 0,071 g i.a ha⁻¹ de imazapic com 86,0% de controle em 28 DAA para *S. obtusifolia* (Daramola et al., 2024). No entanto, a *S. obtusifolia* foi mais sensível ao imazapic, pois a dose exposta foi menor que a do dicamba.

Diferiu da dose 960,0 g i.a ha⁻¹ de glyphosate que controlou 3,8% *S. obtusifolia* em 21 DAA (Almeida Jr et al., 2010), o dicamba que apresentou uma eficácia mais rápida em 15 DAA com 100,0% na dose 720,0 g i.a ha⁻¹.

A equação linear que representa concentração-mortalidade foi $y = 22,85 + 0,11x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,78 (Tabela 3).

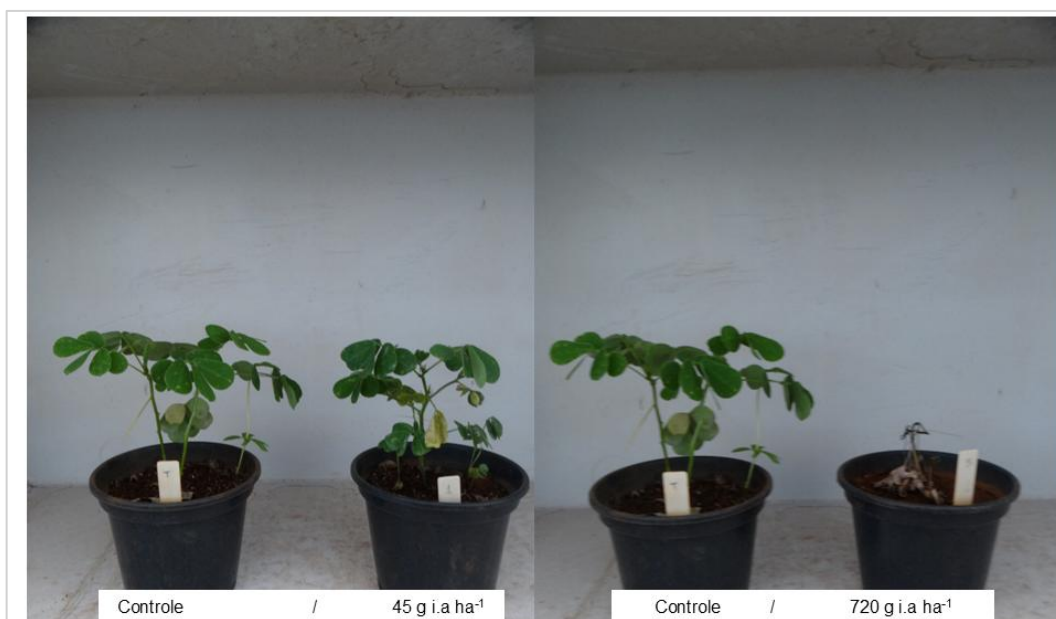


Figura 19: *Senna obtusifolia* exposta as doses de dicamba 30 dias após a aplicação.

Na avaliação de 60 DAA as doses 90,0 e 180,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle de 44,5% e 60,5% respectivamente e para a dose 360,0 g i.a ha⁻¹ apresentou controle de 83,5% (Figura 4). A equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y = 37,27 + 0,09x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,64 (Tabela 3).

As plantas de *S. obtusifolia* apresentaram redução da biomassa seca para todas as doses testadas com 29,0; 8,0; 27,0; 86,0 e 100% (Figura 5). Similar para a

dose 0,071 g i.a ha⁻¹ de imazapic com uma redução de biomassa de 90,0% para mesma espécie (Daramola et al., 2024).

2.3.9 Eficácia para *Spermacoce latifolia*

Em 3 DAA, para a erva-quente (*Spermacoce latifolia*) o dicamba causou 5,1% a 25,1%, a controle, sendo a eficácia considerada insatisfatória, a equação linear que representar concentração-mortalidade foi $y = 7,5 + 0,03x$, com coeficiente de determinação de R² ajustado 0,87 (Tabela 3). Todas as doses causaram nas plantas epinastia e murchamento.

Na avaliação de 15 DAA as doses 360,0 e 720 g i.a ha⁻¹ ocorreu controle de 41,5% e 50,0%, respectivamente. Todas as doses apresentaram clorose de folhas e caule, deformação nos caules.

Em 30 DAA, nas doses 90,0; 180,0 e 360,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram controle de 45,0%; 44,0% e 56,5% respectivamente e a dose 720,0 g i.a ha⁻¹ causou controle de 73,0%, sendo a eficácia considerada regular e boa (Figura 3). As plantas apresentaram necrose de folhas e caule para todas as doses testadas (Figura 20). As doses 2.000,0 g i.a ha⁻¹ de atrazina; 52,5 g i.a ha⁻¹ de saflufenacil; 30,0 e 60,0 g i.a ha⁻¹ de flumioxazina controlaram de 97,0% a 98,8% da *S. verticilata* em 28 DAA (Albrecht et al., 2022).

As misturas nas doses 1.440+780 g i.a ha⁻¹ de glyphosate+2,4-D; 1.440+780+25,2 g i.a ha⁻¹ de glyphosate+2,4-D+diclosulam e 1.440+5,4+25,2 g i.a ha⁻¹ de glyphosate+halauxifen-methyl+diclosulam, controlaram 93,0%, 98,0% e 99,0% para *S. latifolia* e 57,0%, 66,0% e 76,0% para *S. verticilata* em 28 DAA (Kalsing et al., 2020).



Figura 20: *Senna obtusifolia* exposta as doses de dicamba 30 dias após a aplicação.

Na avaliação de 60 DAA as doses 45,0 e 90,0 g i.a ha⁻¹ causaram controle de 46,0% e 55,0% respectivamente, a dose 180,0 g i.a ha⁻¹ apresentou 68,0% e as doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ com 91,0% e 93,5% respectivamente (Figura 4). Os sinais presentes foram o mesmo já descrito acima.

As plantas de *S. latifolia* apresentaram redução da biomassa seca para todas as doses testadas, com 40,0%; 37,0%; 60,0%; 82,0% e 96,0% (Figura 5).

Para todas as plantas o dicamba apresentou eficiência no controle, apresentando graves sinais, chegando à mortalidade das plantas e paralisando o desenvolvimento delas. Isso porque, os herbicidas auxínicos podem causar anormalidades e inibição do crescimento em plantas sensíveis, levando a desequilíbrios fisiológicos, dessecação e necrose do tecido (Grossmann, 2010).

Os herbicidas auxínicos causam epinastia, bloqueando o desenvolvimento das folhas terminais, crescimento desordenado, entre outros sintomas, que estão ligados à matéria seca total das plantas, prejudicando o desenvolvimento das plantas daninhas resultando em um maior controle (Grossman et al. 2010), observamos todos esses sinais nas plantas deste estudo.

2.4 Conclusão

O dicamba foi eficaz no controle de todas as plantas daninhas, com o picão-preto (*B. pilosa*), considerado a planta mais sensível a este herbicida, pois as doses 180,0; 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ resultaram em controle excelente em 30 DAA e a dose 90,0 g i.a ha⁻¹ em 60 DAA. Para *A. viridis*; *A. deflexus* e *S. obtusifolia* o controle foi excelente nas doses 360,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ e para *A. hybridus* *E. heterofila* e *I. nil* o controle excelente foi em 720,0 g i.a ha⁻¹ em 30 DAA e para *I. triloba* e *S. latifolia* foi em 720,0 g i.a ha⁻¹ em 60 DAA, demonstrando diferentes índices de velocidade de controle das plantas daninhas alvos, sendo considerado uma excelente ferramenta para plantas daninhas de difícil controle.

Referências

- ALAM - Asociación Latinoamericana de Malezas. Recomendaciones sobre unificación de los sistemas de evaluación en ensayos de control de malezas. v. 1, n. 1, p. 35-38, 1974.
- Albrecht, A. J., Lorenzetti, J. B., Albrecht, L. P., Danilussi, M. T., Barroso, A. A., & Silva, A. F. (2022). Herbicide efficacy on *Spermacoce verticillata* control and selectivity for maize plants. **Weed Control J**, 21.
- Albrecht, A. J. P., Thomazini, G., Albrecht, L. P., Pires, A., Danilussi, M. T. Y., Lorenzetti, J. B., ... & Melgarejo-Arrúa, M. A. (2024). Monitoring herbicide resistance at four weed species in Paraguay. **Nativa**, 12(3), 524-533.
- Alebrahim, M. T., Majd, R., Mohassel, M. R., Wilcockson, S., Baghestani, M. A., Ghorbani, R., & Kudsk, P. (2012). Evaluating the efficacy of pre-and post-emergence herbicides for controlling *Amaranthus retroflexus* L. and *Chenopodium album* L. in potato. **Crop Protection**, 42, 345-350.
- Almeida Jr, J.J., Barroso, A. L. L., Silva, A. G., Procópio, S.O. (2010). Utilização de glyphosate associado a herbicidas aplicados em pós-emergência na cultura da soja geneticamente modificada. **Revista Brasileira de Herbicidas**, 9,100-108.
- Barco-Antoñanzas, M., Gil-Monreal, M., Eceiza, M. V., Royuela, M., & Zabalza, A. (2022). Primary metabolism in an *Amaranthus palmeri* population with multiple resistance to glyphosate and pyriithiobac herbicides. **Plant Science**, 318, 111212.
- Barnett, K. A., Mueller, T. C., & Steckel, L. E. (2013). Glyphosate-resistant giant ragweed (*Ambrosia trifida*) control with glufosinate or fomsafen combined with growth regulator herbicides. **Weed Technology**, 27(3), 454-458.
- Bottcher, A. A., Albrecht, A. J. P., Albrecht, L. P., Silva, A. F. M., de Freitas, J., & Souza, T. (2022). Terbutylazine herbicide: an alternative to atrazine for weed control in glyphosate-tolerant maize. **Journal of Environmental Science and Health, Part B**, 57(8), 609-616.
- Braz, G. B. P., SilvÃ, R., Constantin, J., Dan, H. A., Neto, A. M. O., Santos, G., ... & Takano, H. K. (2011). Herbicidas alternativos no controle de *Bidens pilosa* e *Euphorbia heterophylla* resistentes a inibidores de ALS na cultura do algodÃ o. **Revista Brasileira de Herbicidas**, 10(2), 74-85.
- Bruce, J. A., & Kells, J. J. (1990). Horseweed (*Conyza canadensis*) control in no-tillage soybeans (*Glycine max*) with preplant and preemergence herbicides. **Weed Technology**, 4(3), 642-647.
- Busi, R., Goggin, D. E., Heap, I. M., Horak, M. J., Jugulam, M., Masters, R. A., ... & Wright, T. R. (2018). Weed resistance to synthetic auxin herbicides. **Pest management science**, 74(10), 2265-2276.

Cao, S., Zhao, B., Zou, Y., Sun, Z., Zhang, H., Wei, S., & Ji, M. (2022). P450s mediated enhanced herbicide metabolism involved in the thifensulfuron-methyl resistance in *Ipomoea purpurea* L. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 184, 105111.

Cao, S., Zou, Y., Zhang, S., Zhang, H., Guan, Y., Liu, L., & Ji, M. (2023). Investigation of resistance mechanisms to Fomesafen in *Ipomoea nil* from China. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 194, 105487.

Carbonari, C. A., Meschede, D. K., Correa, M. R., Velini, E. D., & Tofoli, G. R. (2008). Efficacy of diclosulam associated with *Sorghum bicolor* moench mulch in controlling *Ipomoea triloba* and *Sida rhombifolia*. **Planta Daninha**, 26, 657-664.

Coleman, G. R., Stead, A., Rigter, M. P., Xu, Z., Johnson, D., Brooker, G. M., ... & Walsh, M. J. (2020). Using energy requirements to compare the suitability of alternative methods for broadcast and site-specific weed control—CORRIGENDUM. **Weed Technology**, 34(1), 153-154.

Cuvaca, I., Currie, R., Roozeboom, K., Fry, J., & Jugulam, M. (2020). Increased absorption and translocation contribute to improved efficacy of dicamba to control early growth stage Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*). **Weed Science**, 68(1), 27-32.

da Silva Brochado, M. G., Mielke, K. C., de Paula, D. F., Laube, A. F. S., Alcántara-de la Cruz, R., Gonzatto, M. P., & Mendes, K. F. (2022). Impacts of dicamba and 2, 4-D drift on 'Ponkan' mandarin seedlings, soil microbiota and *Amaranthus retroflexus*. **Journal of Hazardous Materials Advances**, 6, 100084.

Daramola, O. S., MacDonald, G. E., Kaniserry, R. G., Tillman, B. L., Singh, H., & Devkota, P. (2024). Influence of carrier water pH and hardness on imazapic efficacy for sicklepod (*Senna obtusifolia* L.) control in peanut. **Weed Technology**, 38, e18.

de Carvalho, S. J. P., de Oliveira, V. G., Vilela, M. E. P., & Mendes, A. C. (2021). Efficacy and interaction of dicamba-haloxyfop tank mixtures. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, 20(1), 001-009.

Deffontaines, L., Mottes, C., Della Rossa, P., Lesueur-Jannoyer, M., Cattan, P., & Le Bail, M. (2020). How farmers learn to change their weed management practices: Simple changes lead to system redesign in the French West Indies. **Agricultural Systems**, 179, 102769.

Frisvold, G. B., Albright, J., Ervin, D. E., Owen, M. D., Norsworthy, J. K., Dentzman, K. E., ... & Everman, W. (2020). Do farmers manage weeds on owned and rented land differently? Evidence from US corn and soybean farms. **Pest management science**, 76(6), 2030-2039.

Gazola, T., Costa, R. N., Carbonari, C. A., & Velini, E. D. (2022). Dynamics of 2, 4-D and Dicamba applied to corn straw and their residual action in weeds. **Plants**, 11(20), 2800.

Gelmini, G. A., Victória Filho, R., Soares Novo, M. A. R. I. A., Do Carmo, D. S., & Adoryan, M. L. (2001). Resistência de biótipos de *Euphorbia heterophylla* L. aos

herbicidas inibidores da enzima ALS utilizados na cultura de soja. **Bragantia**, 60, 93-99.

Gressel, J., Gassmann, A. J., & Owen, M. D. (2017). How well will stacked transgenic pest/herbicide resistances delay pests from evolving resistance?. **Pest Management Science**, 73(1), 22-34.

Grossmann, K., 2010. Auxin herbicides: current status of mechanism and mode of action. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, 66(2), 113-120.

Gonçalves Netto, A., Nicolai, M., Carvalho, S. J. P., Malardo, M. R., López-Ovejero, R. F., & Christoffoleti, P. J. (2019). Control of ALS-and EPSPS-resistant *Amaranthus palmeri* by alternative herbicides applied in PRE-and POST-emergence. **Planta Daninha**, 37, e019212505.

Hagood, E. S. (1989). Control of triazine-resistant smooth pigweed (*Amaranthus hybridus*) and common lambsquarters (*Chenopodium album*) in no-till corn (*Zea mays*). **Weed Technology**, 3(1), 136-142.

Heap, I. The International Herbicide-Resistant Weed Database. Online. Quarta-feira, 4 de setembro de 2024. Disponível: www.weedscience.org

Hussain, A., A. Khakwani, A., Tanveer, A., A. Khan, E., & S. Baloch, M. (2020). Optimizing efficacy of acetochlor+ atrazine and dicamba at various doses to manage *Conyza stricta* L. in sugarcane. **Planta Daninha**, 38, e020220829.

Johnson, B., Young, B., Matthews, J., Marquardt, P., Slack, C., Bradley, K., ... & Smeda, R. (2010). Weed control in dicamba-resistant soybeans. **Crop Management**, 9(1), 1-23.

Kalsing, A., Rossi, C. V. S., Lucio, F. R., Minozzi, G. B., Goncalves, F. P., & Valeriano, R. (2020). Efficacy of control of glyphosate-tolerant species of the Rubiaceae family through double-knockdown applications. **Planta Daninha**, 38, e020190700.

Kruger, G. R., Davis, V. M., Weller, S. C., & Johnson, W. G. (2010). Control of horseweed (*Conyza canadensis*) with growth regulator herbicides. **Weed Technology**, 24(4), 425-429.

Lamego, F. P., Resende, L. V., Da-Silva, P. R., Vidal, R. A., & Nunes, A. L. (2006). Distância genética e geográfica entre acessos de picão-preto suscetíveis e resistentes a herbicidas inibidores da acetolactato sintase. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 41, 963-968.

Leon, R. G., Ferrell, J. A., & Sellers, B. A. (2016). Seed production and control of sicklepod (*Senna obtusifolia*) and pitted morningglory (*Ipomoea lacunosa*) with 2, 4-D, dicamba, and glyphosate combinations. **Weed Technology**, 30(1), 76-84.

Li, J., Peng, Q., Han, H., Nyporko, A., Kulynych, T., Yu, Q., & Powles, S. (2018). Glyphosate resistance in *Tridax procumbens* via a novel EPSPS Thr-102-Ser substitution. **Journal of agricultural and food chemistry**, 66(30), 7880-7888.

Liu, Y., Kong, D., Tang, G., Zhou, Z., Huang, Y., Zhang, X., ... & Cao, Y. (2024). Fabrication of ionic liquid self-assemblies based on dicamba with improved herbicidal activity and reduced environmental risks. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, 242, 114077.

Llenes, J. M., Montull, J. M., & Bellver, J. (2024). Ensayo de diferentes estrategias de control de *Amaranthus palmeri* con herbicidas en el cultivo de maíz en Cataluña. **Revista de Ciências Agrárias**, 47(1), 212-216.

Lopes Ovejero, R. F., Soares, D. J., Oliveira, W. S., Fonseca, L. B., Berger, G. U., Soteris, J. K., & Christoffoleti, P. J. (2013). Residual herbicides in weed management for glyphosate-resistant soybean in Brazil. **Planta Daninha**, 31, 947-959.

Meyer, C. J., Norsworthy, J. K., Young, B. G., Steckel, L. E., Bradley, K. W., Johnson, W. G., ... & Butts, T. R. (2015). Herbicide program approaches for managing glyphosate-resistant Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) and waterhemp (*Amaranthus tuberculatus* and *Amaranthus rudis*) in future soybean-trait technologies. **Weed Technology**, 29(4), 716-729.

Monquero, P. A., Amaral, L. R., Silva, A. C., Silva, P. V., & Binha, D. P. (2007). Eficácia de herbicidas em diferentes quantidades de palha de cana-de-açúcar no controle de *Euphorbia heterophylla*. **Planta Daninha**, 25, 613-619.

Monquero, P. A., Binha, D. P., Inácio, E. M., Silva, P. V., Amaral, L. R., & Silva, A. C. (2009). Effectiveness of herbicides applied at different times on *B. pilosa* and *I. quamoclit* in mechanically harvested sugarcane area. **Planta Daninha**, 27, 563-570.

Mundt, T. T., Gimenes Cotrick Gomes, G. L., Picoli Junior, G. J., Lopez Ovejero, R. F., Domingues Velini, E., & Carbonari, C. A. (2024). Dicamba: Dynamics in Straw (Maize) and Weed Control Effectiveness. **Agronomy**, 14(10), 2294.

Osipe, J. B., OLIVEIRA JR, R. S., Constantin, J., Takano, H. K., & Biffe, D. F. (2017). Espectro de controle de plantas daninhas com os herbicidas 2, 4-D e dicamba associados ou não ao glyphosate. **Planta Daninha**, 35, e017160815.

Ou, J., Thompson, C. R., Stahlman, P. W., & Jugulam, M. (2018). Preemergence application of dicamba to manage dicamba-resistant kochia (*Kochia scoparia*). **Weed Technology**, 32(3), 309-313.

Pereira, L. S., de Sousa, G. D., Costa, E. M., de Oliveira, G. S., Ventura, M. V. A., Cruz, D. C., & Jakelaitis, A. (2020). Controle de plantas daninhas tolerantes ao glifosato com 2, 4 de dicamba. **Revista Ciência Agrícola**, 18(3), 22-28.

Prado, E. P., Guerreiro, J. C., Ferreira-Filho, P. J., do Nascimento, V., Ferrari, S., Galindo, F. S., ... & Neto, A. D. R. (2024). Performance of spray nozzles and droplet size on glufosinate deposition and weed biological efficacy. **Crop Protection**, 177, 106560.

Ramires, A. C., Constantin, J., Oliveira Jr, R. S., Guerra, N., Alonso, D. G., & Biffe, D. F. (2010). Control of *Euphorbia heterophylla* and *Ipomoea triloba* using glyphosate isolated or in association with broadleaf herbicides. **Planta Daninha**, 28, 621-629.

Riar, D. S., Norsworthy, J. K., Steckel, L. E., Stephenson, D. O., Eubank, T. W., & Scott, R. C. (2013). Assessment of weed management practices and problem weeds in the midsouth United States—soybean: a consultant's perspective. **Weed technology**, 27(3), 612-622.

Rotellar, V., Pardo Sanclemente, G., Aibar Lete, J., Cirujeda Ranzenberger, A., & Mari León, A. I. (2024). Ensayo de herbicidas para control de *Amaranthus palmeri* en maíz. Resultados del segundo año.

Santos, G., Francischini, A. C., Constantin, J., Oliveira Jr, R. S., Ghiglione, H., Velho, G. F., & Oliveira Neto, A. M. (2012). Use of the new Clearfield® system in sunflower culture to control dicotyledonous weeds. **Planta Daninha**, 30, 359-365.

Toledo, R. E. B., Perim, L., Negrisoni, E., Corrêa, M. R., Carbonari, C. A., Rossi, C. V. S., & Velini, E. D. (2009). Efficacy of the herbicide amicarbazone applied on straw or soil for weed control in sugar cane. **Planta Daninha**, 27, 319-326.

Trezzi, M. M., Alcántara-de la Cruz, R., Rojano-Delgado, A. M., Alcántara, E., Pagnoncelli Jr, F. D. B., Viecegli, M., ... & De Prado, R. (2021). Influence of temperature on the retention, absorption and translocation of fomesafen and imazamox in *Euphorbia heterophylla*. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 173, 104794.

Vaz, V., Ferreira, G. A. D. P., Freitas, F. C. D., Paiva, M. C., Lemos, A. S., Souza, W. M. D., ... & Cecon, P. R. (2024). Spray volume and droplet spectrum in the control of *Bidens pilosa* and *Ipomoea triloba* with the Fomesafen herbicide. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, 28(8), e282568.

Vink, J. P., Soltani, N., Robinson, D. E., Tardif, F. J., Lawton, M. B., & Sikkema, P. H. (2012). Glyphosate-resistant giant ragweed (*Ambrosia trifida*) control in dicamba-tolerant soybean. **Weed Technology**, 26(3), 422-428.

Vitorino, H. S., & Martins, D. (2012). Effect of water stress on the efficiency of herbicides and on the biochemical characteristics of *Ipomoea triloba*. **Planta Daninha**, 30, 185-191.

CAPÍTULO 3 - Efeitos Ecotoxicológicos em Bioindicadores Aquáticos e Terrestres, Potencial de Volatilidade Aparente e Fitotoxicidade de Subdoses de Dicamba

Resumo: Os objetivos deste estudo foram: i) determinar a ecotoxicidade aguda (CL50/CE50) do dicamba para os organismos bioindicadores aquáticos de exposição: lentilha d'água (*Lemna minor*), caramujo (*Pomacea canaliculata*), peixe mato grosso (*Hyphessobrycon eques*) e zebrafish (*Danio rerio*); ii) determinar a ecotoxicidade aguda (CL50;14d) do dicamba para as plantas terrestres: pepino (*Cucumis sativus*), tomate (*Solanum lycopersicum*) e alface (*Lactuca sativa*); iii) analisar a volatilização do dicamba conforme a norma NBR13238;2020 e determinar a toxicidade da volatilização do dicamba para plantas não-alvo; iv) e analisar a fitotoxicidade de subdoses do dicamba para plantas pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativa*). A concentração letal 50% do dicamba foi $> 117,8 \text{ mg L}^{-1}$ para todos os organismos aquáticos, classificado como praticamente não tóxico. Para as plantas testes terrestres o dicamba foi considerado altamente tóxico, com concentração letal 50% (CL50;14d) para o *C. pepo* de $0,23 \text{ mg Kg}^{-1}$, para *S. lycopersicum* $0,1 \text{ mg Kg}^{-1}$ e para *L. sativa* de $0,41 \text{ mg Kg}^{-1}$. Na avaliação do efeito de subdoses, as plantas *C. pepo*, *S. lycopersicum* e *L. sativa* apresentaram efeito grave de fitotoxicidade (70,1% a 100,0%), comprometendo o desenvolvimento das plantas. Na avaliação da volatilização do dicamba para o *C. pepo* e *L. sativa*, as plantas apresentaram efeito leve de fitotoxicidade (5,1% a 40,0%), porém não afetou o desenvolvimento vegetativo das plantas. Para o *S. lycopersicum* apresentou efeitos grave de fitotoxicidade (70,1% a 100,0%), porém também não afetou o desenvolvimento vegetativo das plantas. O dicamba é considerado praticamente não tóxico para organismos aquáticos, porém foi considerado altamente tóxico para plantas terrestres, sendo o tomate (*S. lycopersicum*) mais sensível na avaliação ecotoxicológica, subdoses aplicadas diretamente sobre as plantas e na simulação de volatilidade aparente. Assim o tomate (*S. lycopersicum*) é indicada para o monitoramento ambiental da aplicação deste herbicida.

Palavras-chaves: dinâmica ambiental; agrotóxicos; plantas não alvo; mimetizadores de auxina; toxicidade.

3.1 Introdução

O aumento da população mundial e seu impacto no meio ambiente é um desafio para a manutenção da sustentabilidade (Li et al., 2018), pois este tem forçado o crescimento da produção de alimentos, com a abertura de novas fronteiras agrícolas, intensificação do uso do solo (de Oliveira., 2011) e do uso de agrotóxicos para proteção dos cultivos. No Brasil, dentre os poluentes ambientais os agrotóxicos têm representado grande parte dos problemas de exposição ambiental (Cruz et al., 2021).

A utilização de organismos bioindicadores de exposição é uma excelente ferramenta de avaliação dos possíveis efeitos ambientais de herbicidas e outros produtos de interesse para a agricultura. A necessidade de avaliar os efeitos e impactos dos herbicidas levou o desenvolvimento de uma ampla gama de testes ecotoxicológicos aquáticos e terrestres (Ferard e Blaise, 2013). A utilização de bioindicadores de exposição da fauna e flora brasileira pode ser uma alternativa viável para o monitoramento de herbicidas (Leonel et al., 2016).

Dentre os herbicidas, o dicamba tem sido usado para controle de plantas daninhas eudicotiledôneas em plantações convencionais de milho, trigo e pastagens desde 1960 (Boteon et al., 2024) e em culturas geneticamente modificadas (Gressel et al., 2017). Embora sua eficácia para o controle de muitas plantas daninhas seja excelente, seus possíveis efeitos de deriva para culturas não alvo tem gerado preocupação pública (Zhang et al., 2019) e, com a crescente utilização dessa molécula, para o controle de plantas daninhas resistentes ao glyphosate e tolerantes, tem aumentado ainda mais a preocupação com os efeitos em cultivos não alvos (Mueller e Steckel, 2019; Vieira et al., 2020; Inman et al., 2021).

Os efeitos de fitotoxicidade, lesões e injúrias de dicamba em plantas não-alvo foram relatadas (Bish e Bradley, 2017; Hager, 2017) e o efeito de volatilidade de diferentes sais de dicamba (Johnson et al., 2012; Egan e Mortensen, 2012; Penner e Michael, 2014; Bish e Bradley 2017). Baixas doses do dicamba causaram danos em muitas culturas, como para soja (*Glycine max*) (Egan e Mortensen 2012; Mueller, Wright e Remund, 2013); feijão (*Phaseolus vulgaris*), batata (*Solanum tuberosum*) (Colquhoun et al., 2014); algodão (*Gossypium hirsutum*) (Egan, Barlow e Mortensen 2014); couve (*Brassica oleracea*) e pimenta (*Capsicum annuum*) (Mohseni-Moghadam

e Doohan 2015); uva (*Vitis vinífera*) (Mohseni-Moghadan et al., 2016); melancia (*Citrullus lanatus*) (Culpepper et al., 2018); pepino (*Cucumis sativus*); melão (*Cucumis melo*); abobrinha (*Cucurbita sativus*) e melância (*Citrullus lanatus*) (Hand et al., 2021a,b).

Seu uso foi restrito nos Estados Unidos devido a problemas de volatilidade e danos causados por deriva em culturas sensíveis (Egan e Mortensen., 2012), no entanto recentemente, no Brasil foram registrados vários produtos técnicos a base de dicamba, conforme apontado no ato nº 39, de 6 julho de 2020, do diário oficial da união publicado em 09/07/2020.

O dicamba (Ácido 3,6-dicloro-o-anísico), grupo químico do ácido benzóico, mas é agrupado como uma auxina sintética porque imita o ácido indol acético (Mithila et al., 2011), sendo um herbicida sistêmico seletivo para milho, soja e algodão, absorvido pelas folhas das plantas e raízes, com translocação em toda a planta por via simplástica e apoplástica, atua como um regulador de crescimento semelhante a auxina.

Atualmente, novas formulações de dicamba reduziram significativamente volatilidade do herbicida quando comparado às formulações antigas. O Sal de dimetilamina (DMA) usado na inicial formulações é mais volátil do que um sal de diglicolamina (DGA) (United States, 2018). As novas formulações compostas de N, N-bis-(3-aminopropil) metilamina (BAPMA) apresentam menor volatilidade (Westberg e Adams, 2017). Apesar das novas formulações de dicamba com volatilidade reduzida e equipamento de aplicação aprimorado, por exemplo, pontas de pulverização de gotas grossas, controladores de pulverização automatizados (Egan e Mortensen, 2012; Alves et al., 2017), estas apresentaram movimento substancial fora do alvo no primeiro ano de aplicações comerciais (Oseland et al., 2020).

No Brasil, mais de 90% da soja cultivada transgênica com tolerância ao glyphosate e ao ataque de insetos. A Comissão Técnica Nacional de Biossegurança (CTNBio), órgão responsável pela aprovação de organismos geneticamente modificados, lançou em 2016 uma cultivar de soja resistente ao dicamba para aumentar o número de tecnologias disponíveis aos agricultores. Além da soja tolerante ao dicamba, há autorização para a comercialização plantas resistentes ao 2,4-D, ao glyphosate e ao glufosinato de amônio desde 2019. Embora a nova tecnologia ajude

a controlar as plantas daninhas, especialmente para espécies resistentes ao glyphosate, os herbicidas podem causar danos a culturas sensíveis devido à deriva ou contaminação de resíduos em tanques de pulverização (Riter et al., 2021; Tian et al., 2023; Boteon et al., 2024).

O dicamba representa um herbicida com grande potencial de expansão de uso na agricultura brasileira e mundial, sendo necessário a avaliação da sua dinâmica ambiental, em condições tropicais e subtropicais. A avaliação da toxicidade para organismos não-alvos possibilita a caracterização dos possíveis efeitos das doses utilizadas no campo em relação aos organismos bioindicadores de exposição ou de efeito. Além disso, a avaliação da volatilidade aparente e o efeito de subdoses em plantas não alvos da aplicação possibilitam determinar as possíveis rotas da aplicação deste herbicida, além da caracterização dos sinais de fitotoxicidade que podem ser utilizados em programas de monitoramento ambiental.

3.2 Objetivos

Assim, os objetivos foram: i) determinar a ecotoxicidade aguda (CL50/CE50) do dicamba para os organismos bioindicadores aquáticos: lentilha d'água (*Lemna minor*), caramujo (*Pomaceae. canaliculata*), o peixe mato grosso (*Hyphessobrycon eques*.) e o zebrafish (*Danio rerio*); ii) determinar a ecotoxicidade aguda (CL50;14d) do dicamba para as plantas terrestres: pepino (*Cucumis sativus*), tomate (*Solanum lycopersicum*) e alface (*Lactuca sativa*); iii) Determinar a toxicidade da volatilização do dicamba para plantas não-alvo e efeito da subdoses para as plantas terrestres: pepino (*Cucumis sativus*), tomate (*Solanum lycopersicum*) e alface (*Lactuca sativa*)

3.3 Material e métodos

Os estudos foram realizados em laboratório e casa de vegetação localizadas a latitude sul 20°33'26" e longitude oeste 48°34'04", com altitude de 530 metros.

O herbicida utilizado foi o dicamba na formulação Atectra® 480 g i.a ha⁻¹ da Basf S.A., com composição de ácido 3,6-dicloro-o-anísico e sal de 2-(2-aminoetoxi) etanol do ácido 3,6-dicloro-o-anísico. As seguintes propriedades físico-químicas do dicamba são: solubilidade em água 6,6 g L⁻¹; pressão de vapor 1,25 x 10⁻⁵ mmHg (25°C); constante de dissociação eletrolítica (pka) 1,83; coeficiente de partição octanol/água (Kow ou P) Lpg Pow -1,8; coeficiente de sorção na matéria orgânica

(Koc) 233,2; tempo de meia vida >180 dias e constante da Lei de Henry $1,0 \times 10^{-4}$ (IBAMA, 2019).

O solo utilizado nos experimentos foi classificado como Latossolo vermelho distrófico, conforme análise físico-química: potencial hidrogeniônico (pH) 4,28; matéria orgânica $16,97 \text{ g dm}^{-3}$; fósforo (P) $5,97 \text{ g dm}^{-3}$; potássio (K) $0,73 \text{ mmol dm}^{-3}$; cálcio (Ca) $3,87 \text{ mmol dm}^{-3}$; magnésio (Mg) $3,22 \text{ mmol dm}^{-3}$; capacidade de troca de cátions (CTC) 38,67; porcentagem de saturação (V%) 2027; fosfato (S) $13,79 \text{ mg dm}^{-3}$; zinco (Zn) $0,40 \text{ mg dm}^{-3}$; boro (B) $0,14 \text{ mg dm}^{-3}$; manganês (Mn) $1,0 \text{ mg dm}^{-3}$; cobre (Cu) $1,0 \text{ mg dm}^{-3}$; ferro (Fe) $37,84 \text{ mg dm}^{-3}$; acidez total (H + Al) $30,84 \text{ mg dm}^{-3}$.

3.2.1 Ecotoxicologia aquática do dicamba

As macrófitas foram cultivadas em casa de vegetação, em caixas com capacidade de 1000L contendo solo e substrato orgânico (Carolina Soil®) na proporção 1:1 v/v e preenchidas com água natural, em seguidas algumas colônias de plantas são transferidas para sua reprodução.

Para a determinação da ecotoxicidade aguda (CL50;7d) do dicamba à para a lentinha d'água (*L. minor*) as plantas foram aclimatadas em sala de bioensaio (Figura 1), com temperatura de 23,0 a 27,0 °C e iluminação constante de 1000,0 lux, por três dias (OECD, 2002), em uma mistura de 1L de água destilada e 1L de solução de meio de cultivo Hoagland's

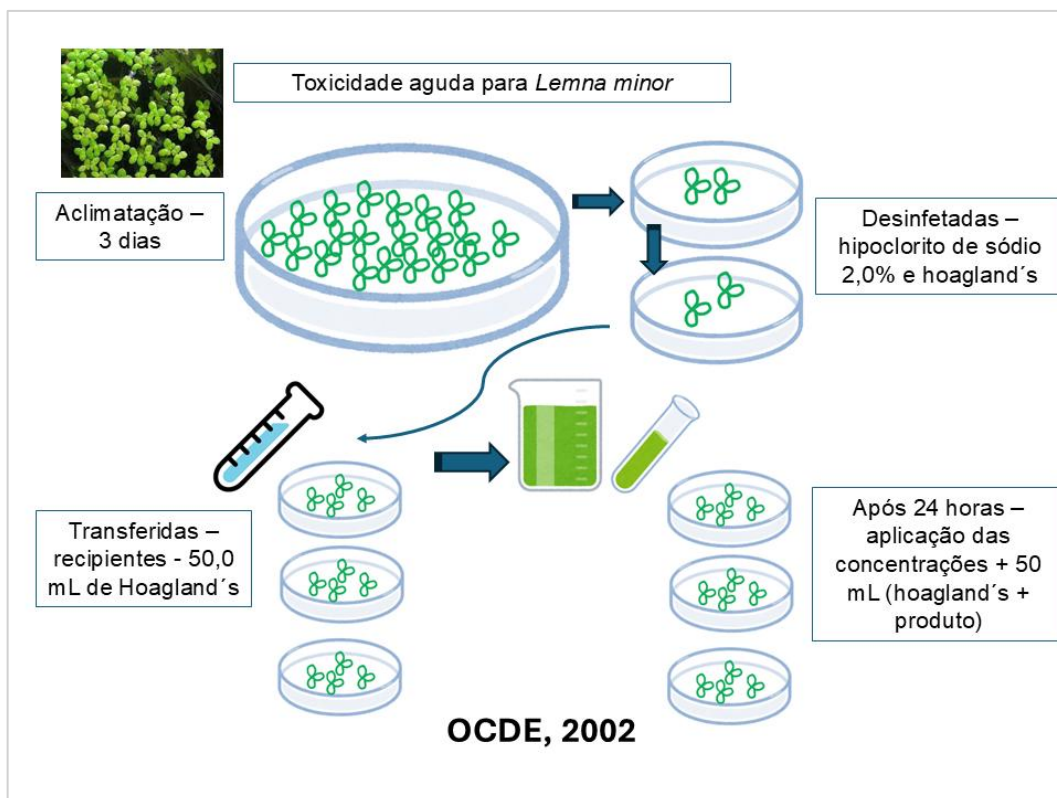


Figura 1: Resumo gráfico da sequência de montagem do teste de toxicidade aguda para *Lemna minor*.

Para o controle de sensibilidade foram realizados ensaio de ecotoxicidade com a substância referência cloreto de sódio (NaCl - *pró analysis*) com teor de pureza de 99,9%, nas concentrações de 0,001; 0,01; 0,1; 0,5; 0,8 e 1,0 g L⁻¹ seguindo a carta controle do laboratório, em triplicata e um controle (OCDE, 2002). A concentração letal 50% (CL50;7d) do NaCl foi de 0,09 g L⁻¹, com intervalo de confiança de 95% entre 0,09 e 0,13 g L⁻¹.

Após aclimação, as plantas foram desinfetadas com solução aquosa de hipoclorito de sódio 2,0% e água destilada. Em seguida, foram selecionadas quatro plantas, com três frondes que foram transferidas para recipiente de vidro com capacidade de 100,0 mL, contendo 50,0 mL de meio de cultivo Hoagland's e aclimatadas, por 24 horas. Após esse período, foi adicionado 50,0 mL do meio de cultivo com as concentrações de 0,1; 0,33; 1,07; 3,43; 11,15; 36,26 e 117,8 mg L⁻¹ (fator de diluição 3,25) do dicamba e um controle e três réplicas. Inicialmente realizamos testes preliminares para ajuste das concentrações que cause de 0 a 100% de mortalidade e em seguida os definitivos.

As avaliações de mortalidade foram realizadas em 3, 5 e 7 dias após a exposição, por contagem do número de frondes, clorose e necrose total das frondes (OECD, 2002).

Para realizações dos testes com os peixes e caramujo, o peixe mato grosso é adquirido de produtores comerciais e os zebrafish e caramujo são cultivados no próprio laboratório.

Para a determinação da ecotoxicidade aguda (CL50;48h) do dicamba para o peixe mato grosso (*H. eques*) e zebrafish (*D. rerio*) foram utilizados peixes com peso de $1,0 \pm 0,2$ g (ABNT, 2022) e caramujo (*P. canaliculata*), com peso entre 2,0 e 4,0 g (ABNT, 2022 adaptada). Os peixes e caramujos foram aclimatados em sala de bioensaio a temperatura de 25,0 a 27,0 °C e fotoperíodo de 12 horas de luz, por dez dias, em caixa de 250,0 L, com sistema de aeração contínuo promovido por bombas de ar e alimentados à vontade, uma vez ao dia. Os peixes com ração comercial com 28,0% de proteína bruta e o caramujo com a planta aquática *Hydrilla verticillata* (Figura 2).

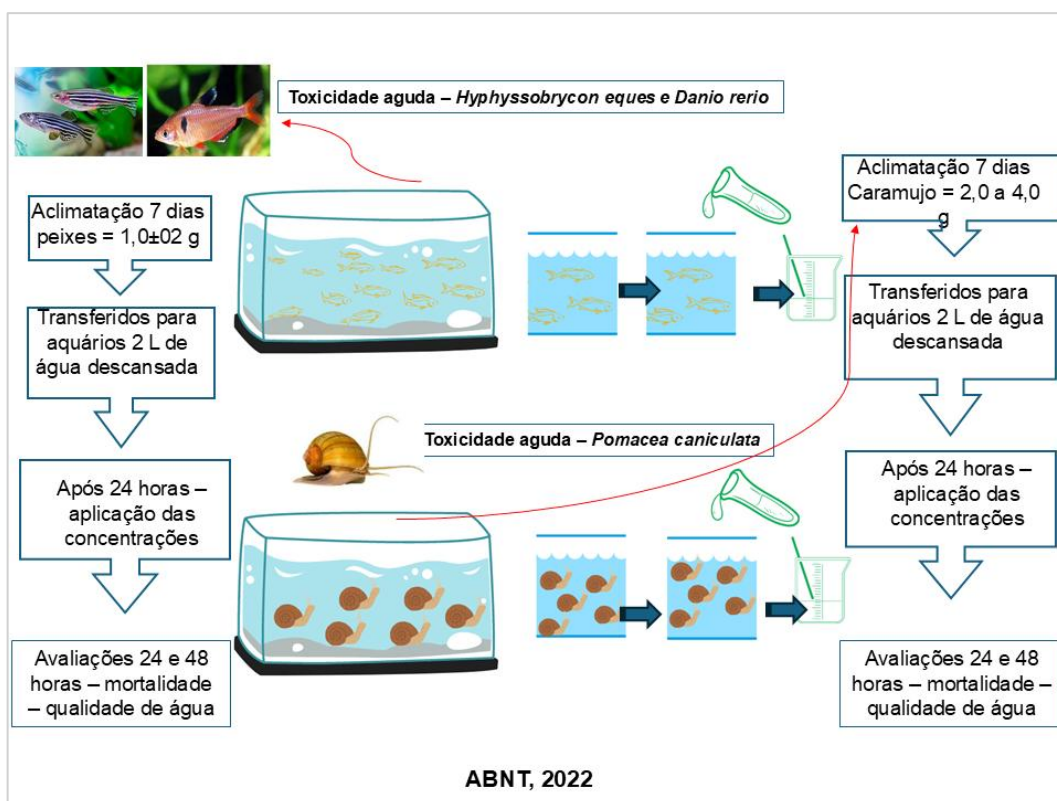


Figura 2: Resumo gráfico da sequência de montagem dos testes de toxicidade aguda para os organismos aquáticos *Hyphussobrycon eques*, *Danio rerio* e *Pomacea canaliculata*.

Para o controle de sensibilidade dos organismos testes foram realizados ensaios de ecotoxicidade aguda com 48 horas de duração com a substância referência cloreto de potássio (KCl – *pró analysis*) com teor de pureza de 99,9% (ABNT, 2022). Para o peixe mato grosso (*H. eques*) as concentrações testadas foram 0,01; 0,10; 0,56; 1,0; 1,56 e 2,44 g L⁻¹, para o zebrafish (*D. rerio*) e para o caramujo (*P. canaliculata*) foram 0,10; 0,25; 0,50; 0,90; 1,20 e 2,0 g L⁻¹, seguindo a carta controle do laboratório, todos com controle e três réplica. A CL50;48h para o *H. eques* e *D. rerio* foi de 1,26 g L⁻¹ sem intervalo de confiança. Para *P. canaliculata* foi de 1,04 g L⁻¹ sem intervalo de confiança.

Nos ensaios definitivos de ecotoxicidade aguda do dicamba foram utilizadas as concentrações de 0,1; 0,33; 1,07; 3,43; 11,15; 36,26 e 117,8 mg L⁻¹ (fator de diluição 3,25), todos com um controle e três réplicas, com três peixes por réplicas e cinco caramujos por réplica, em sistema estático de exposição. Antes realizamos testes preliminares para determinação do intervalo de concentração entre zero e 100,0% de mortalidade, para depois realizarmos os testes definitivos.

. A avaliação da mortalidade foi realizada em 24 e 48 horas após a exposição com a retirada dos organismos mortos dos recipientes e foi avaliada a qualidade de água (Figura 3): temperatura (°C), pH, oxigênio dissolvido (mg L⁻¹) e condutividade elétrica da água (µS cm⁻¹) (ABNT, 2022), com sonda medidor de condutividade de Bolso ASKO® AK51 V4, medidor de pH de bolso ASKO® AK90 e medidor de oxigênio dissolvido de bolso LineLab DO Eco.

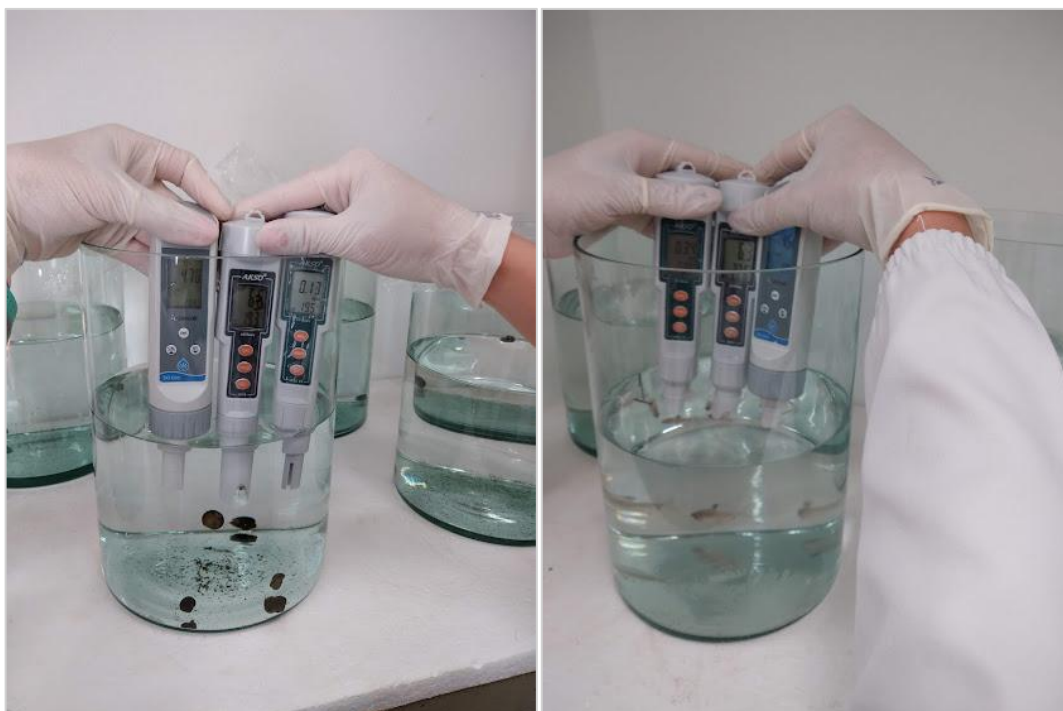


Figura 3: Análise de qualidade de água durante o teste ecotoxicológico para o caramujo (*Pomacea caniculata*) e peixe (*Hyphessobrycon eques*).

3.2.2 Ecotoxicologia terrestre do dicamba para plantas testes

As plantas testes pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativa*) foram semeadas (sementes obtidas do comércio) em bandejas com substrato (Carolina Soil®) até atingirem três folhas verdadeiras, em seguida foram transplantadas para recipientes com 250,0 g de areia (Figura 4), em sala de bioensaio com temperatura de $27,0 \pm 2,0$ °C e fotoperíodo de 12 horas de luz com iluminação de 1000,0 lux (OECD, 2003).

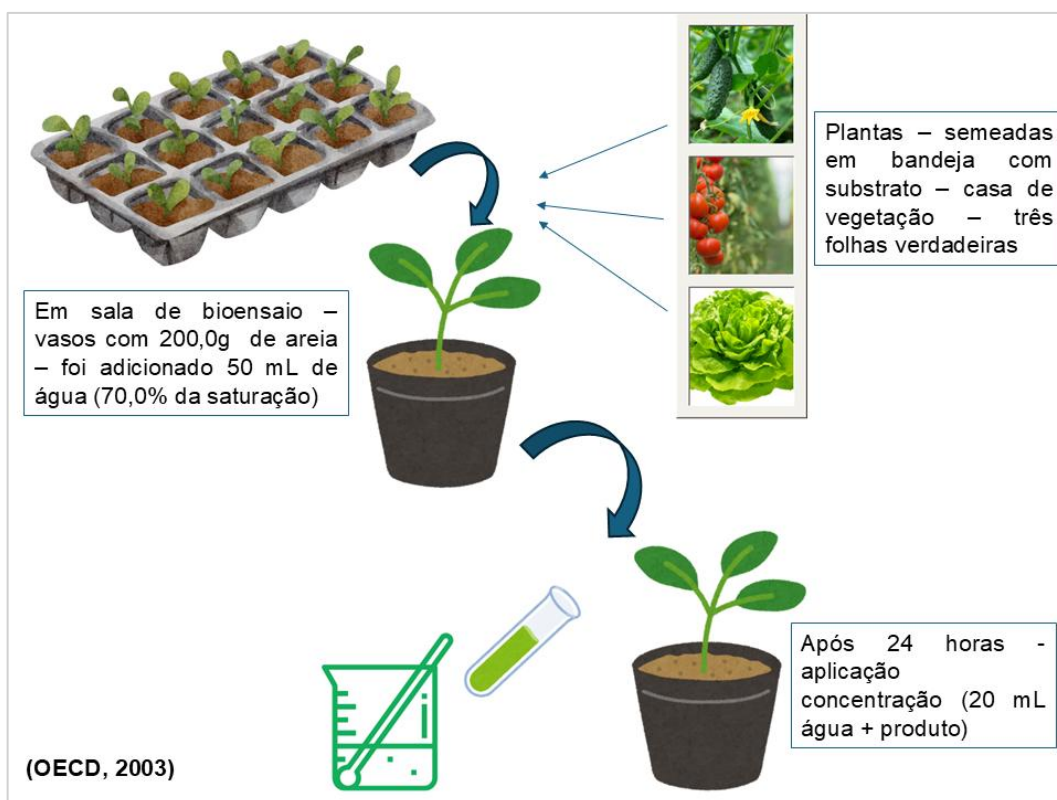


Figura 4: Resumo gráfico da sequência de montagem dos testes de toxicidade aguda para as plantas testas: pepino, tomate e alface.

Para determinar quantidade ideal de água na aplicação realizou-se o teste de saturação para a quantidade de areia utilizada (200,0 g), sendo utilizado 70,0% do volume encontrado (70,0 mL). Após o transplante, irrigou-se com 50,0 mL de água decolorada e no dia seguinte aplicou-se as concentrações testadas com 20,0 mL de água de diluição.

As concentrações para os testes com pepino foram: 0,05; 0,1; 1,07; 3,4; 11,6; 36,4 e 72,8 mg Kg⁻¹, para o tomate: 0,01; 0,06; 0,1; 0,7; 1,07 e 3,4 mg Kg⁻¹ e o alface: 0,06; 0,1; 0,7; 1,07; 3,4 e 11,6 mg Kg⁻¹, todos com cinco réplicas e duas plantas por recipientes e um o controle. As concentrações foram definidas após os testes preliminares com as concentrações 0,1; 0,33; 1,07; 3,43; 11,15; 36,26 e 117,8 mg L⁻¹ (fator de diluição 3,25), que foram ajustadas de acordo com o range de mortalidade das plantas (0 a 100%).

As avaliações foram realizadas em 3, 7 e 14 dias após aplicação (DAA) seguindo as recomendações de sinais e efeitos de Pádua et al., (2023), representados na Tabela 1 e no final do período experimental as plantas foram retiradas dos recipientes emensuradas o comprimento da parte aérea e raiz (cm), biomassa fresca

(g). Ao final do ensaio, as plantas foram mantidas em temperatura ambiente ($\pm 30,0\text{ }^{\circ}\text{C}$), por 10 dias e a seguir foi obtido a massa seca (g), em balança de precisão (0,001g).

3.3.3 Efeito de subdoses do dicamba em plantas não alvo

Para determinação do efeito de subdoses, as plantas não alvo foram o pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativa*), com três folhas verdadeiras. Para cada espécie de planta foi conduzido um experimento em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com dez repetições. Os experimentos foram conduzidos em estufa de vegetação ($\pm 30,0\text{ }^{\circ}\text{C}$), com uma planta por vaso com capacidade de 1,0 L, contendo solo e substrato orgânico (Carolina Soil®) na proporção 1:1 v/v (Figura 5).

Em dez dias após o transplante foi realizada a aplicação do herbicida nas condições ambientais: temperatura de 24°C , umidade do ar de 58,6% e velocidade do vento de 10 km/h, com pulverizador costal pressurizado (CO_2), equipado de barra com pontas MUG-03 (Magnojet®, com 150 L ha^{-1} de volume de calda, nas condições ambientais de: temperatura $27,0\text{ }^{\circ}\text{C}$, umidade relativa do ar a 56,0 % e vento de 11 km h^{-1} . As subdoses utilizadas foram: 120,0; 60,0; 30,0; e 15,0 g i.a ha^{-1} , que correspondem a 50,0%; 25,0%; 12,5% e 6,25% da menor dose recomendada no campo ($0,5\text{ L ha}^{-1}$) e um controle (sem aplicação de herbicida).

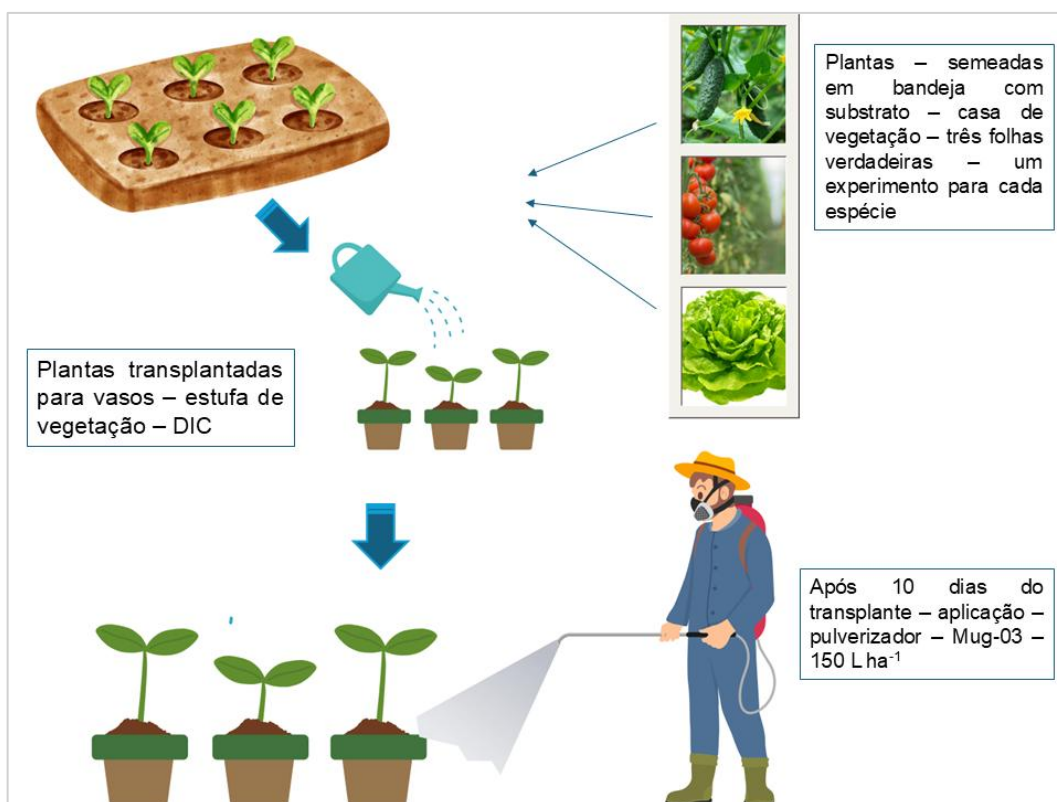


Figura 5: Resumo gráfico da sequência de montagem dos testes de subdoses para as plantas testes: pepino, tome e alface.

Os experimentos foram conduzidos por 21 dias após a aplicação (DAA). As avaliações dos sinais de intoxicação (Tabela 1) foi seguindo as recomendações de sinais e efeitos de Pádua et al., (2023) e foram realizadas em 1; 3; 7; 14; e 21 DAA. Após este período, as plantas foram mensuradas (comprimento aérea e radicular) e quantificada a biomassa fresca (g) e massa seca (g).

Tabela 1: Classificação o efeito de herbicidas segundo os sinais de toxicidade Pádua et al., 2023.

ESCALA	SINAIS DE TOXICIDADE	% EFEITO	CLASSIFICAÇÃO DO EFEITO
0	Sem sinal aparente de toxicidade	0 a 5,0	SEM SINAL DE FITOTOXICIDADE
1	Clorose de borda de folhas jovens ou de folhas do cotilédone	5,1 a 10	EFEITO LEVE DE FITOTOXICIDADE
2	Perda da pigmentação foliar	10,1 a 20	
3	Murchamento de folhas ou caule	20,1 a 30	
4	Crescimento irregular de remos e desenvolvimento irregular de folhas (epinastia)	30,1 a 40	
5	Necrose parcial ou total das folhas jovens e maduras	40,1 a 50,0	EFEITO MODERADO DE FITOTOXICIDADE
6	Encarquilhamento de folhas jovens e/ou maduras	50,1 a 60,0	
7	Alongamento e no desenvolvimento de caule e de ramos	60,1 a 70,0	
8	Inibição do crescimento ou desenvolvimento da planta	70,1 a 80,0	EFEITO GRAVE FITOTOXICIDADE
9	Necrose das gemas apicais e queda de folhas	80,1 a 90	
10	Morte da planta	90,1 a 100	

3.3.4 Determinação da volatilidade aparente do dicamba para plantas testes

Para determinação do efeito da volatilização do dicamba para plantas testes utilizou-se a metodologia proposta por Ferreira et al., (2020). Em bandejas plásticas (40x30x8 cm) com 1,0 kg de latossolo vermelho e submetidos à irrigação superficial de 5,9 mm filme de água (300,0 mL por bandeja), segundo a metodologia proposta por Ferreira et al., (2020)

A aplicação foi realizada 13 h após a irrigação do solo, com pulverizador costal pressurizado (CO₂) à pressão constante de 200,0 KPa, equipado de barra com pontas MUG-03 (Magnojet®), com consumo 150 L ha⁻¹ de calda, nas condições ambientais de 21,0 °C, umidade relativa do ar de 75,0% e velocidade de vento de 9,0 km h⁻¹. As doses utilizadas foram 45,0; 90,0; 180,0; 360,0; e 720,0 g i.a ha⁻¹, e um controle, com cinco réplicas, por tratamento (n = 30 unidades experimentais).

Imediatamente após a pulverização, cada bandeja contendo solo tratado foi colocada dentro de um saco plástico de polipropileno (50x70 cm) e vedado com uma mangueira de PVC com espessura de 0,1 mm e diâmetro de 1,1 cm, sendo estas utilizadas para permitir a troca gasosa entre os sacos plásticos contendo solo tratado e o outro saco plástico contendo dois vasos com plantas (Figura 3).

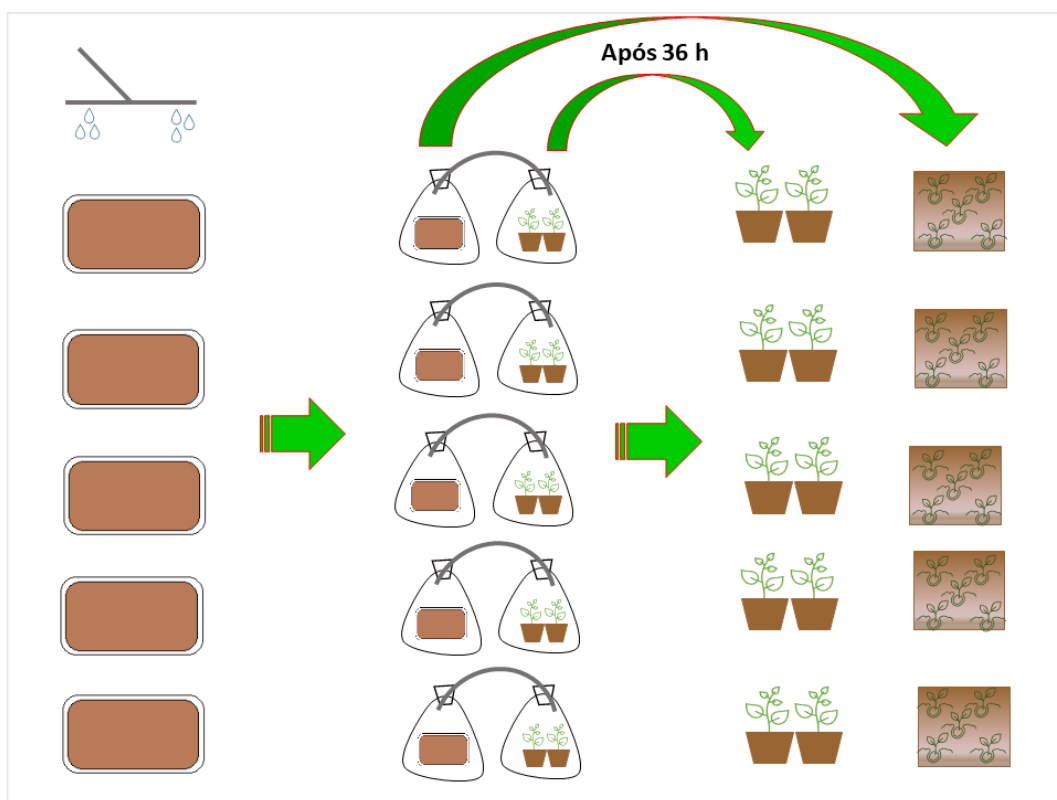


Figura 3: Resumo gráfico da aplicação e montagem do experimento de volatilização e teste de emergência.

As plantas testes utilizadas foram: pepino (*C. sativus*), tomate (*S. lycopersicum*) e alface (*L. sativas*), uma planta por vaso com capacidade de 1000 cm³ de solo e substrato orgânico (Carolina Soil®) na proporção 1:1 v/v. Para cada espécie de planta teste foi conduzido um experimento.

Estas plantas ficaram vedadas no saco plástico por 36 h em casa de vegetação, em seguida as plantas foram retiradas dos sacos plásticos e mantidas do lado de fora dos sacos, dentro da casa de vegetação para a avaliação.

As avaliações de fitotoxicidade visual e desenvolvimento foram realizadas aos 7, 14, 21 e 28 dias após a exposição (DAE) usando controle como padrão comparativo e no final do período experimental, as plantas foram retiradas mensuradas (parte aérea e raiz) e quantificou-se a biomassa fresca (g) e seca (g) produzida.

Após as 36 h o solo pulverizado no experimento foi utilizado para teste de germinação da planta de pepino (*C. sativus*), de cada dose foi retirado 1,5 Kg de amostras de solo e colocados em recipientes plásticos (300g cada recipiente) para teste de germinação, sendo cinco recipientes para cada amostra de solo. Foram semeadas 5 sementes de pepino em cada recipiente e as avaliações foram em 1; 3;

5; 7 e 14 dias após a semeadura (DAS), anotando número de plantas emergidas. Foi realizado um teste de germinação para cada experimento de volatilidade.

3.4 Análises estatísticas

Para ecotoxicologia aquática e terrestre os dados de concentração letal 50,0% (CL50) e de porcentagem de mortalidade e de concentração efetiva 50,0% (CE50) e de porcentagem de imobilidade (mortalidade) foram submetidos a regressão linear e cálculo da ecotoxicidade pelo software Trimmed Spearman-Kärber (Hamilton et al., 1977) e a classificação ecotoxicológica segundo a Tabela 2.

Tabela 2: Tabela de classificação de toxicidade de substâncias segundo a USEPA, 2023, para organismos aquático e terrestres.

Categoria de toxicidade	Concentração Letal 50% (toxicidade aguda)
Muito altamente tóxico	< 0,1
Altamente tóxico	0,1 – 1,0
Moderadamente tóxico	>1,0-10,0
Ligeiramente tóxico	>10,0-100,0
Praticamente não tóxico	>100,0

Para os ensaios de subdoses e volatilização a análise dos dados foi realizada pelo software Phyton. Os dados foram submetidos à regressão linear.

3.5 Resultados e Discussão

3.5.1 Ecotoxicologia aquática do dicamba

Na avaliação da ecotoxicidade aguda para todos os organismos aquáticos a concentração letal 50% (CL50;7d) do dicamba foi > 118,0 mg L⁻¹, sendo considerado praticamente não tóxico (USEPA, 2023).

Para a *L. minor* na concentração 1,07 mg L⁻¹ ocorreu 16,0% de mortalidade das plantas. Em 3,4 mg L⁻¹ 15,0% de mortalidade; em 11,6 mg L⁻¹ 7,0%, em 36,4 mg L⁻¹ 13,0%; e em 118,0 mg L⁻¹ 6,0% de mortalidade (Figura 4). Diferiu e foi mais tolerante que a *L. minor* exposta ao 2,4-D com CE50;7d de 5,40 mg L⁻¹ e ao dicamba, com CE50;7d > 10,0 mg L⁻¹ (Tunić et al., 2015). E foi similar para *L. minor* para o dicamba com CE50;48h de 98,99 mg L⁻¹ (Sanford et al., 2021). Essa diferença pode ser referente a formulações dos produtos utilizados e em relação ao 2,4-D a planta mostrou ser mais sensível a este ingrediente ativo que apresenta o mesmo mecanismo de ação.

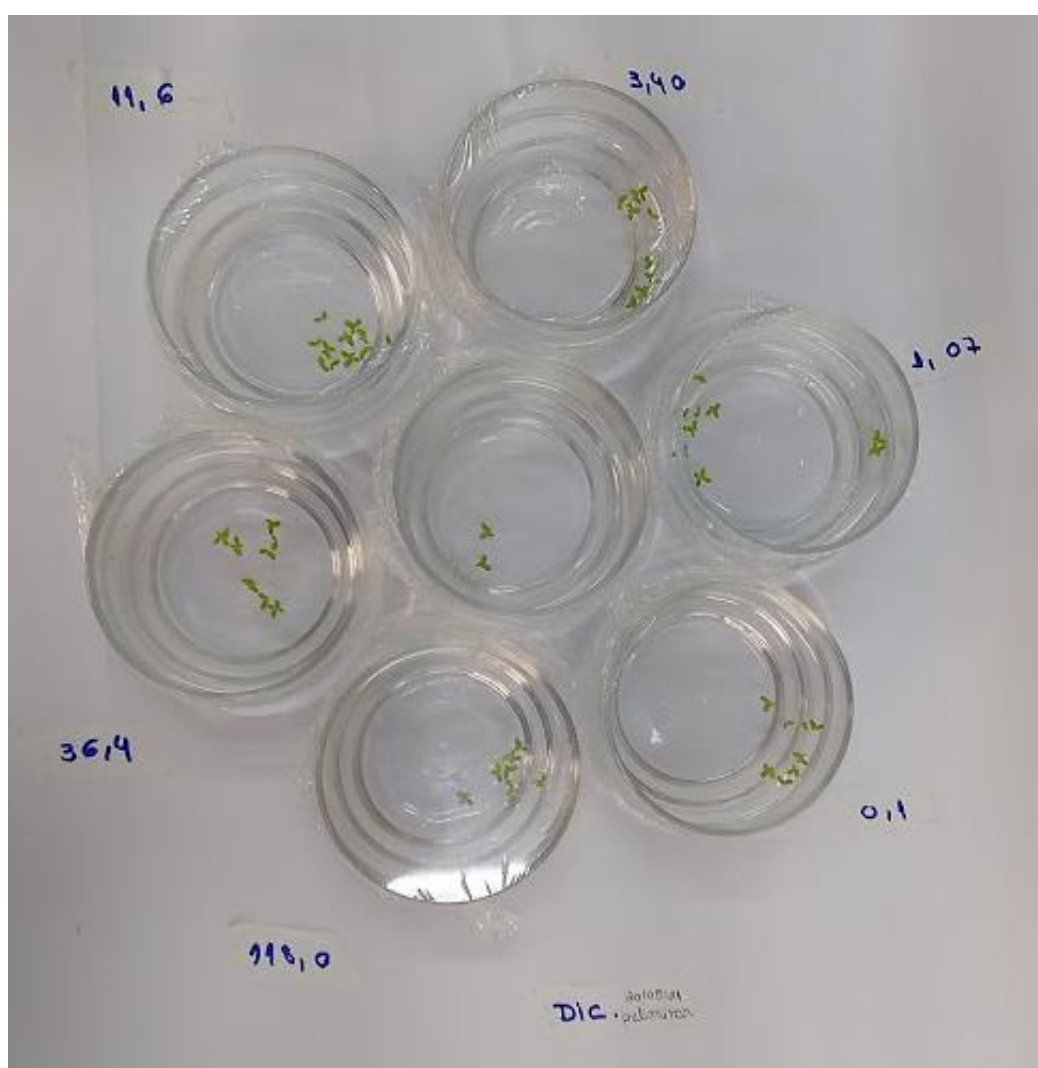


Figura 4: *Lemna minor* exposta ao dicamba 7 dias após a aplicação.

A ecotoxicidade aguda do dicamba para *L. minor* foi similar para *L. gibba* e *L. minor* exposta ao simazina com CE50;72h de 276,1 mg L⁻¹ e para *L. paucicostata*

exposta ao atrazina (inibidor do Fotossistema II, grupo C1) com CE50;72h de 342,2 mg L⁻¹ (Park et al., 2017), herbicidas com mecanismos diferentes ao dicamba, mas com resultados similares para a mesma planta, indicando que as plantas do mesmo gênero apresentaram sensibilidades similares aos diferentes mecanismos de ação dos herbicidas.

A ecotoxicidade do dicamba para o *H. eques* e para o *D. rerio* foram similares ao dicamba e para o 2,4-D para *Cnesterodon decemmaculatus* com CL50;48h de 2.264,98 e 919,81 mg L⁻¹, respectivamente (de Arcaute et al., 2018), para o dicamba para embriões de *Danio rerio* com CL50;96h de 285,0 mg L⁻¹ (Felisbino et al., 2023). O *P. canaliculata* exposto ao dicamba foi mais sensível que o mesmo caramujo exposto ao imazapyr com CL50;48h de 5,89 mg L⁻¹ (Cruz et al., 2015). Estes organismos não apresentaram sensibilidades aos herbicidas mimetizadores de auxina como o dicamba e o 2,4-D e foram sensíveis aos inibidores de ALS no caso do imazapyr. As respostas de ecotoxicidade aguda, de todos os organismos aquáticos avaliados, indicam que o dicamba representa baixo potencial de periculosidade ambiental ou de letalidade no ambiente aquático.

Durante o teste de ecotoxicidade aguda para o peixe (*H. eques*) a temperatura da água se manteve em torno de 24,1±0,3°C, para condutividade elétrica em torno de 255,6±2,8 µS cm⁻¹, oxigênio dissolvido com 4,1±0,3 mg L⁻¹ e o pH se manteve em 7,3±0,3. Para o peixe *D. rerio*) a temperatura da água se manteve em torno 25,4±0,2 °C, a condutividade elétrica em torno de 254,86±1,7 µS cm⁻¹, oxigênio dissolvido não apresentou alterações, mantendo em 4,6±0,3 mg L⁻¹ e o pH se manteve 7,6±0,2. Para o caramujo (*P. canaliculata*) a temperatura da água se manteve em torno de 21,4±0,4 °C, a condutividade elétrica em torno de 128,1±4,4 µS cm⁻¹, o oxigênio dissolvido não apresentou alterações, mantendo em 4,3±0,4 mg L⁻¹ e o pH se manteve 7,0±0,2.

As variáveis de qualidade de água avaliadas nos dois experimentos (peixe e caramujo) não foram alteradas pela presença do dicamba, permanecendo dentro dos parâmetros iniciais recomendados pela ABNT (2022) para testes de ecotoxicidade aguda.

3.5.2 Ecotoxicologia, subdoses, volatilidade do dicamba para planta pepino (*C. sativus*)

Na avaliação de ecotoxicidade aguda para o pepino (*C. sativus*) a concentração letal 50% (CL50;14d) foi de 0,23 mg Kg⁻¹, com limite inferior de 0,23 mg Kg⁻¹ e superior de 0,32 mg Kg⁻¹, classificado como altamente tóxico (USEPA, 2023). sendo similar à toxicidade do sulfentrazone para o pepino (*C. sativus*) com CL50;14d de 0,24 mg Kg⁻¹ (Silva et al., 2020) e diferiu e foi mais sensível que a planta de amendoim (*Arachis hypogaea*) exposta ao diclosulam (ALS) e imazapic (ALS) com CL50;14d >118,0 mg Kg⁻¹ (Donegá et al., 2015). A mesma planta apresentou sensibilidade similar a diferentes mecanismos de ação, no caso dicamba mimetizadores de auxina, sulfentrazone inibidor da enzima protoporfirinogênio oxidase (PROTOX) e inibidores de acetolactato sintase.

A equação linear que representa a relação concentração-mortalidade foi $y = 16,739x + 11,94$, com coeficiente de determinação de $R^2 = 0,84$,

Em 3 DAA as plantas apresentaram toxicidade na concentração 0,1 e 1,07 mg Kg⁻¹ com 9,1% e 31,0%; em 3,4 e 11,6 mg Kg⁻¹ apresentaram 33,4% e 35,2%; em 36,4 e 72,8 mg Kg⁻¹ apresentaram 37,0% e 38,0%. Em 7 DAA, em 0,05 mg Kg⁻¹ a toxicidade das plantas foram 3,05%. Em 0,1; 1,07 e 3,4 mg Kg⁻¹ apresentaram 30,65%; 32,3% e 47,4%; em 11,6; 36,4 e 72,8 mg Kg⁻¹ com 49,4%; 38,0% e 39,0%.

Em 14 DAA, em 0,05 e 0,1 mg Kg⁻¹ as plantas apresentaram 22,0 e 32,0% de toxicidade. Em 1,07 mg Kg⁻¹ 80,0%, em 3,4 e 11,6 mg Kg⁻¹ com 93,0 e 94,0% (Figura 5). Em 36,4 e 72,0 mg Kg⁻¹ 100% de toxicidade (morte da planta).

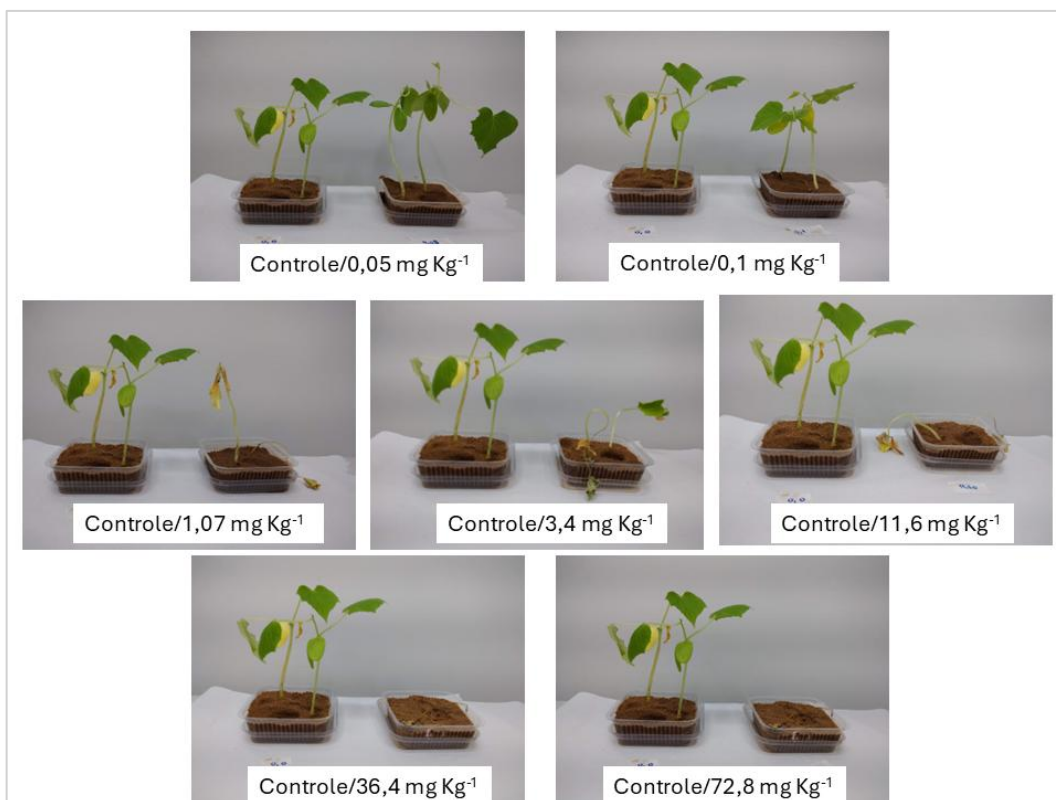


Figura 5: Planta teste pepino (*Cucumis sativus*) após 14 dias de exposição de diferentes concentrações do dicamba.

Os sinais de toxicidade (Tabela 3) foram similares à toxicidade da atrazina (75,0 mg Kg⁻¹) para abóbora (*Cucurbita moschata*) com necrose das plantas e 100,0% de intoxicação (Della Vechia et al., 2021) e de 2,4-D (670,0 e 335,0 g i.a. ha⁻¹) que causaram 90,0% de fitotoxicidade para o algodão (*Gossypium hirsutum*) aos 15 DAA, levando à morte das plantas e de 70,0 g i.a ha⁻¹ dicamba com 79,0% de fitotoxicidade aos 5 DAA ,com progressão para 94,0% em 15 DAA, causando a morte das plantas (Boteon et al., 2024).

Tabela 3. Sinais de injurias, efeitos e toxicidade do dicamba para as plantas testes nos estudos de ecotoxicologia, subdoses e volatilidade.

Plantas testes	Pepino (<i>C. sativus</i>)			Tomate (<i>S. lycopersicum</i>)			Alface (<i>L. sativus</i>)		
Efeitos avaliados	Ecotoxicológico	Subdoses	Volatilidade	Ecotoxicológico	Subdoses	Volatilidade	Ecotoxicológico	Subdoses	Volatilidade
Clorose de borda de folhas	1 (leve)	1 (leve)	1 (leve)	1 (leve)	1 (leve)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	1 (leve)
Perda de pigmentação	2 (leve)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	2 (leve)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	2 (leve)	2 (leve)	0 (sem efeito)
Murchamento de folhas ou caule	3 (leve)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	3 (leve)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	3 (leve)	3 (leve)	0 (sem efeito)
Crescimento irregular de ramos e desenvolvimento irregular de folhas	4 (leve)	4 (leve)	0 (sem efeito)	4 (leve)	4 (leve)	4 (leve)	4 (leve)	4 (leve)	0 (sem efeito)
Necrose parcial ou total	0 (sem efeito)	5 (moderado)	0 (sem efeito)	5 (moderado)	5 (moderado)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)
Encarquilhamento de folhas	0 (sem efeito)	6 (moderado)	0 (sem efeito)	6 (moderado)	6 (moderado)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)
Necrose da gema apical	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	9 (grave)	0 (sem efeito)	0 (sem efeito)	9 (grave)	0 (sem efeito)
Morte	0 (sem efeito)	10 (grave)	0 (sem efeito)	10 (grave)	10 (grave)	0 (sem efeito)	10 (grave)	10 (grave)	0 (sem efeito)

As plantas de pepino (*C. sativus*) apresentaram redução no comprimento das plantas (Figura 6A), tanto da parte aérea quanto radicular, isto porque o herbicida mimetizador de auxina controla o desenvolvimento das plantas.

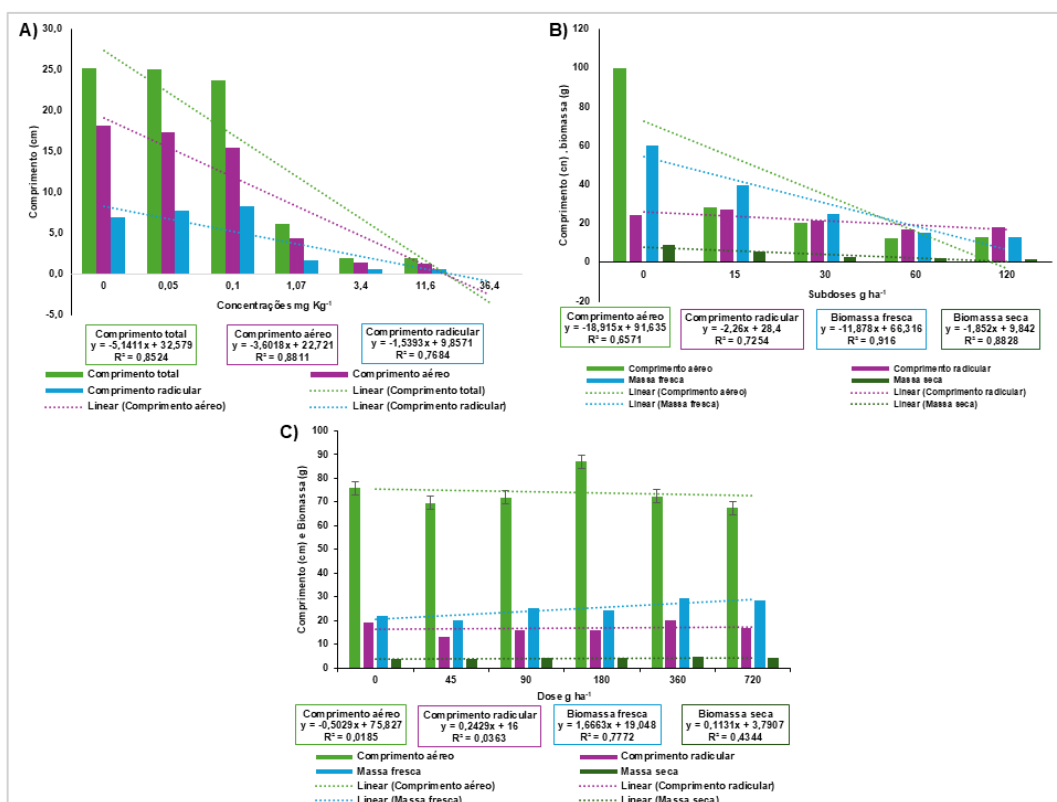


Figura 6 **A)** Biometria das plantas de pepino (*C. sativus*) após a exposição ao dicamba por 14 dias, no ensaio de ecotoxicidade. **B)** Biometria das plantas de pepino (*C. sativus*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio subdoses. **C)** Biometria das plantas de pepino (*C. sativus*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio de volatilidade.

Para parte aérea a redução foi de 4,0% para a concentração 0,05 mg Kg⁻¹ em relação ao controle (0,0 mg Kg⁻¹) a 100,0% em 36,4 mg Kg⁻¹ e para parte radicular foi de 11,0% para 0,05 mg Kg⁻¹ a 100,0% em 36,4 mg Kg⁻¹, diferindo da planta teste abóbora (*C. moschata*) exposta a 75,0 e 100,0 mg Kg⁻¹ de bentazone((inibidor do Fotossistema II, grupo C1), com redução de 78,0% e 79,0% e para a 75,0 mg Kg⁻¹ atrazina, com redução de 36,0% do crescimento da planta (Della Vechia et al., 2021) e para o *C. sativus* e *Cucurbita. spp.* expostos a 75,0 e 100,0 mg Kg⁻¹ de sulfentrazone que apresentaram redução de crescimento de 78,0 e 79,0% (Silva et al., 2020).

Para biomassa fresca as plantas apresentaram redução a partir da concentração 1,07 mg Kg⁻¹ com 80,0% em relação ao controle (0,0 mg Kg⁻¹), atingindo redução de 100,0% em 36,4 mg Kg⁻¹. Para massa seca as concentrações de 0,05 e 0,1 mg Kg⁻¹ apresentaram 50,0% de redução em relação ao controle e em 36,4 mg Kg⁻¹ redução de 100,0%, diferindo e mais tóxico que 3,5 mg Kg⁻¹ sulfentrazone para

C. sativus e 36,50 mg Kg⁻¹ *Cucurbita* spp. com 100,0% de redução de massa fresca e seca (Silva et al., 2020).

No ensaio de subdoses do pepino (*C. sativus*) a equação linear que representa concentração-mortalidade em 21 DAA foi $y = 58,92 + 0,14x$, com coeficiente de determinação de R² ajustado 0,08; os dados foram significativos com valor-p <0,05 (Tabela 4).

Tabela 4: Regressão linear representando subdose-toxicidade do dicamba para as diferentes espécies de plantas teste não alvos.

Modelo Y = a + bx	1 DAA		
	<i>Cucumis sativus</i>	<i>Solanum lycopersicum</i>	<i>Lactuca sativa</i>
a	51,0	51,0	-1,94
b	0,027	0,027	0,22
F	437,0**	437,00**	97,38**
P	1,93e ⁻²²	1,93 ⁻²²	4,93 ⁻¹²
R ²	0,918	0,918	0,712
Modelo	7 DAA		
a	54,88	52,88	51,0
b	0,031	0,031	0,027
F	256,0**	135,51**	437,0**
P	1,79e ⁻¹⁸	4,25 ⁻¹⁴	1,93 ⁻²²
R ²	0,867	0,775	0,918
Modelo	14 DAA		
a	53,76	57,10	68,05
b	0,11	0,2355	0,25
F	10,73**	42,30**	30,51
P	0,0023	1,16 ⁻⁰⁷	2,57 ⁻⁰⁶
R ²	0,200	0,514	0,431
Modelo	21 DAA		
a	58,92	74,32	66,81
b	0,14	0,16	0,32
F	4,67*	12,11**	53,73
P	0,0371	0,0013	8,82 ⁻⁰⁹
R ²	0,086	0,222	0,575

F teste F; P valor de p, R² correlação ajustado, **Significativo a 5% de probabilidade; *Significativo a 1% de probabilidade.

Os sinais de intoxicação foram se intensificando gradativamente com o aumento das subdoses e com os dias de exposição, respectivamente. As plantas começaram apresentar sinais de intoxicação em 1DAA com toxicidade de 50,9 a 53,9%, atingindo no fim do período experimental (21DAA) toxicidade de 57,0 a 75,4%.

Em 7 DAA em 15,0 g ha⁻¹ além dos sinais apresentados na tabela 3 as plantas também apresentaram entre nós do caule com espessuras grossas amareladas (Figura 8 A), ramos cloróticos e rachando (Figura 8 B). Em 30,0, 60,0 e 120,0 g ha⁻¹ ramos rachados e com clorose. Em 14 DAA em 60,0 e 120,0 g ha⁻¹ os ramos apresentaram espessuras grossas (Figura 8 C) e necrose (Figura 8 D). Em 21 DAA a subdose 15 g ha⁻¹ apresentaram também ramos com necrose (Tabela 3).

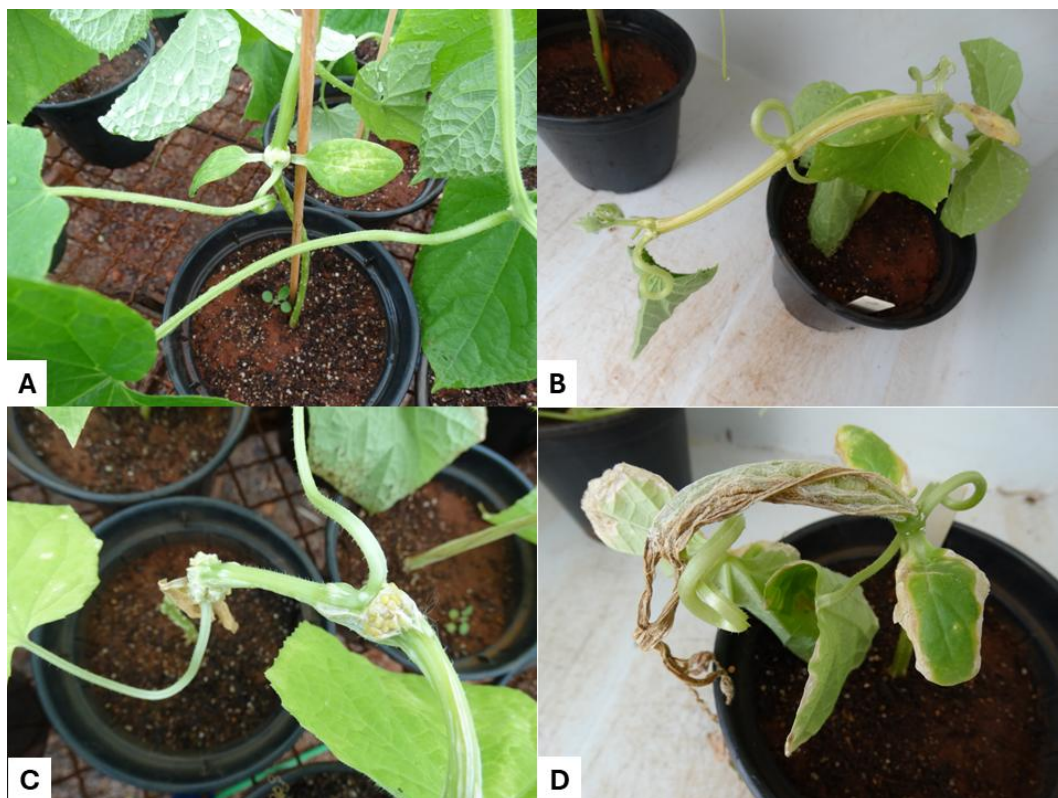


Figura 8 **A)** pepino (*C. sativus*) após a exposição da subdose 15 g ha⁻¹ de dicamba em 7 dias após a aplicação, com entre nós com espessuras grossas e clorótico. **B)** pepino (*C. sativus*) após a exposição da subdose 30 g ha⁻¹ de dicamba em 7 dias após a aplicação, com ramos cloróticos rachando. **C)** Pepino (*C. sativus*) após a exposição da subdose 15 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, com espessuras grossas no caule. **D)** Pepino (*C. sativus*) após a exposição da subdose 120 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, ramos com necroses.

Em 21 DAA ocorreu mortalidade das plantas de *C. sativus* em 30,0 g ha⁻¹ ocorreu 10,0% de mortalidade das plantas, ou seja, 1 planta morreu do total de 10 plantas expostas. Em 60,0 g ha⁻¹ ocorreu 40,0% de mortalidade (4 plantas) e em 120,0 g ha⁻¹ ocorreu 30,0% de mortalidade (3 plantas) (Tabela 3).

A subdose de 30,0 g ha⁻¹ de dicamba causou 57,3% de toxicidade em 14 DAA, similar ao estudo para *Cucurbita* spp. exposta a subdose de 21,0 g ha⁻¹ de glyphosate

+ 14,0 g ha⁻¹ de dicamba que causou 64,0% de toxicidade em 17 dias após o tratamento (Dittmar et al., 2016), o pepino exposto a 10,44 g ha⁻¹ de 2,4-D, com 50% de toxicidade (Santos et al., 2013), porém foi mais tóxico que 7,96 e 2,24 g L⁻¹ de dicamba para a *Citrullus lanatus* em 14 DAA com 22,0% e 17,0%, respectivamente (Culpepper et al., 2018).

Em 21 DAA, 15,0 g ha⁻¹ causou 57,0% de toxicidade, diferindo e sendo mais tóxico para a planta *Phaseolus vulgaris* exposta a 7,0 g ha⁻¹ de dicamba com 53,0% de toxicidade (Colquhoun et al., 2014). Estes autores relataram recuperação das plantas de feijão aos 28 DAA, com 24,0% de toxicidade.

Os resultados para o pepino (*C. sativus*) exposto ao dicamba foram similares para o pepino exposto a 147,0 g ha⁻¹ de imazapic, com 93% de toxicidade e diferiu para o pepino exposto ao 187,0 g ha⁻¹ de isoxaflutole com 12% de toxicidade (Carvalho et al., 2012).

Para análise de comprimento da parte aérea foi observada redução a partir da subdose 15 g ha⁻¹ com 28,3 cm em relação ao controle com 99,9 cm, que corresponde a 71,0% de redução (Figura 6 B). Diferindo para pepino exposta a 193,38 g ha⁻¹ de 2,4-D com 50% de redução da altura das plantas (Santos et al., 2013).

O comprimento da parte radicular variou de 17,0 a 27,0 cm (Figura 6 B). Para massa fresca a subdose 15,0 g ha⁻¹ reduziu 34,0% em relação ao controle, a 79,0% em 120,0 g ha⁻¹. Para massa seca ocorreu redução de 63,0% em 15,0 g ha⁻¹ a 82,0% em 120,0 g ha⁻¹ (Figura 6 B), similar para o pepino exposto a 23,25 g ha⁻¹ de 2,4-D que reduziu 50% da massa seca (Santos et al., 2013).

Para o comprimento da parte aérea de *C. sativus* ocorreu redução de 66,0% em 30,0 g ha⁻¹, similar a *G. max* exposta a 28,0 g ha⁻¹ de dicamba, com redução de 50,0% da altura das plantas (Costa et al., 2020).

O pepino (*C. sativus*) apresentou efeito de volatilidade aparente em 7, 14 e 21 DAE, sendo significativamente superior em 720,0 g ha⁻¹, com 5,0; 6,1% e 10,1% de toxicidade, classificado como efeito leve (Tabela 1).

A equação linear que representa dose-toxicidade em 21 DAA foi $y = 6,5 + 0,0054x$, com coeficiente de determinação de R² ajustado 0,868; os dados foram significativos com valor-p <0,05 (Tabela 5).

Tabela 5: Regressão linear representando volatilidade da dose-toxicidade do dicamba para as diferentes espécies de plantas teste não alvo.

Modelo	7 DAA		
Y = a + bx	<i>Cucumis sativus</i>	<i>Solanum lycopersicum</i>	<i>Lactuca sativa</i>
a	1,500	-	1,50
b	0,0054	-	0,0054
F	324,0**	-	324,0**
P	5,55 ⁻²³	-	5,55 ⁻²³
R ²	0,868	-	0,868
Modelo	14 DAA		
a	2,50	18,30	2,50
b	0,0054	0,0231	0,0054
F	324,0**	15,82**	324,0**
P	5,55e ⁻²³	0,000234	5,55 ⁻²³
R ²	0,868	0,232	0,868
Modelo	21 DAA		
a	6,5	41,2458	6,5
b	0,0054	0,0673	0,0054
F	324,0**	23,77**	324,0
P	5,55 ⁻²³	1,23 ⁻⁰⁵	5,55 ⁻⁰⁶
R ²	0,868	0,317	0,868

F=teste F; P=valor p; R² valor de correlação ajustado; **Significativo a 5% de probabilidade; *Significativo a 1% de probabilidade.

As doses testadas do dicamba causaram volatilidade aparente de 6,0% a 10,0% para o pepino (*C. sativus*), enquanto a mesma planta exposta a 2,2 e 7,5 g ha⁻¹ de dicamba na formulação diferente (Clarity®) apresentou 10,0 a 22,0% de toxicidade (Hand et al., 2021b), com maior efeito tóxico. Segundo Wasacz et al., (2022) o pepino (*C. sativus*) exposta a 2,0 g ha⁻¹ de DBC na formulação XtendiMax® apresentou toxicidade inferior a 60,0%, esta divergência de resultados pode ser atribuída as diferenças entres as formulações.

A dose 720,0 g ha⁻¹ de dicamba causou 10,0% de efeito de volatilidade aparente no pepino (*C. sativus*), similar ao melão (*Cucumis melo*) exposto a 560,0 e 1120,0 g ha⁻¹ de dicamba, com 10,0% a 15,0% de toxicidade e ao *C. sativus* com 6,0% a 12,0% de toxicidade (Hand et al., 2021a). As diferenças entre os efeitos e as doses deste estudo e os demais apresentados pode ser atribuída a metodologia de exposição, tempo de avaliação e sensibilidade relativa das plantas testadas e a formulação do dicamba.

Na avaliação do desenvolvimento das plantas de *C. sativus* o comprimento da parte aérea para todas as volatilidades das doses testadas apresentou redução em relação ao controle de 4 a 11%, exceto a dose de 180,0 g i.a ha⁻¹ que apresentou acréscimo de 15,0% em relação ao controle. E para o comprimento radicular todas apresentaram redução exceto para volatilidade da dose 360,0 g i.a ha⁻¹ com acréscimo de 5,0% (Figura 6 C). Para massa fresca e seca apenas a dose 45,0 g i.a ha⁻¹ apresentou redução de 7,0 e 3,0% em relação ao controle e as demais apresentaram acréscimo de 15,0; 10,0; 34,0 e 30,0% de massa fresca e 11,0; 13,0; 19,0 e 7,0% de massa seca (Figura 6 C).

Estes sinais de toxicidade apresentados na Tabela 3 são característicos ao mecanismo de ação do herbicida que envolve os sistemas enzimáticos que influenciam a plasticidade da membrana celular e o metabolismo de ácidos nucleicos (Pretto et al., 2020).

3.5.3 Ecotoxicologia, subdoses e volatilidade do dicamba para planta tomate (*S. lycopersicum*)

Para o teste ecotoxicológico o tomate (*S. lycopersicum*) apresentou concentração letal 50% (CL50;14d) foi de 0,1 mg Kg⁻¹ sem determinação de limite inferior e superior de 0,32 mg Kg⁻¹, classificado como altamente tóxico (USEPA, 2023). A equação linear que representa a relação concentração-mortalidade foi $y = 22,086x - 17,133$, com coeficiente de determinação de $R^2 = 0,90$. Este resultado diferiu e foi mais tóxico que a toxicidade do sulfentrazone para *Raphanus sativus* com CL50;14 de 1,40 mg Kg⁻¹ (Silva et al., 2020), classificado como moderadamente tóxico (USEPA, 2023).

As plantas de tomate apresentaram sinais de toxicidade desde o primeiro dia de avaliação (3DAA), os principais sinais durante o período experimental estão representados na Tabela 3.

Em 3 DAA na concentração 0,1 mg Kg⁻¹ as plantas de tomate apresentaram 24,8% de toxicidade e em 0,7; 1,07; 3,4 mg Kg⁻¹ com 51,0%; 53,0% e 55,0%. Em 7 DAA nas concentrações 0,06; 0,1; 0,7 mg Kg⁻¹ apresentaram 13,6%; 35,0% e 52,0% e em 1,07 e 3,4 mg Kg⁻¹ apresentaram 55,6% e 56,8%.

Em 14 DAA na concentração $0,06 \text{ mg Kg}^{-1}$ apresentou toxicidade de 20,0%; em $0,1 \text{ mg Kg}^{-1}$ foi de 50,0%; em 0,7 e $1,07 \text{ mg Kg}^{-1}$ 80% das plantas morreram e em $3,4 \text{ mg Kg}^{-1}$ ocorreu 100,0% de mortalidade (Figura 9). Os resultados deste estudo diferiram e foi mais tóxico que o clomazone e atrazina (10 mg Kg^{-1}) para o rabanete *R. sativus* com 60,0% de toxicidade (Della Vechia et al., 2021).



Figura 9: Planta teste tomate (*Solanum lycopersicum*) após 14 dias de exposição de diferentes concentrações do dicamba.

Foi observada redução do comprimento da parte aérea com 5,0% para a concentração $0,01 \text{ mg Kg}^{-1}$ em relação ao controle ($0,0 \text{ mg Kg}^{-1}$) a 100,0% em $3,4 \text{ mg Kg}^{-1}$. Para parte radicular a redução variou de 31,0 para $0,01 \text{ mg Kg}^{-1}$ a 100,0% em $3,4 \text{ mg Kg}^{-1}$ (Figura 10 A), diferiu e foi menos sensível que o *S. lycopersicum* exposto ao 2,4-D (2,26 Mm) que reduziu 60,0% da biomassa da raiz (Pinto et al., 2023) e ao *R. sativus* exposto a 75,0 e $100,0 \text{ mg Kg}^{-1}$ de clomazone que causaram 28,0% e 32,0% de redução no comprimento da parte aérea da planta (Della Vechia et al., 2021).

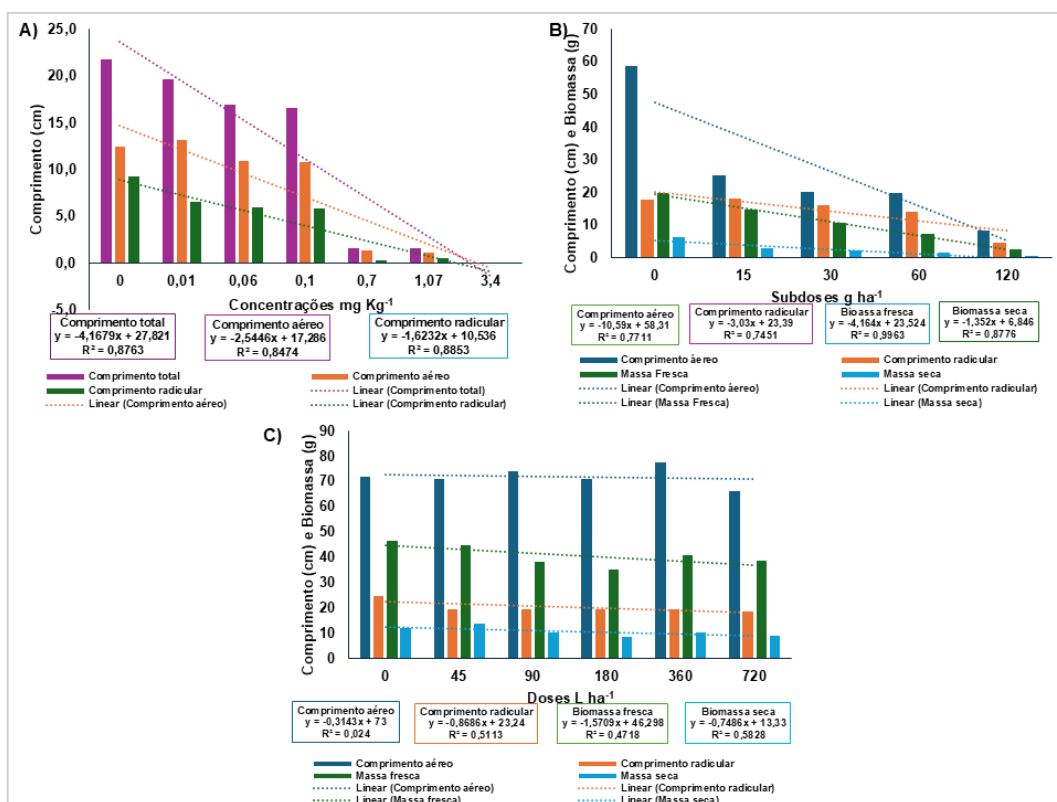


Figura 10: Biometria das plantas de tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição ao dicamba por 14 dias, no ensaio de ecotoxicidade. **B)** Biometria das plantas tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio subdoses. **C)** Biometria das plantas tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio de volatilidade

Para biomassa fresca e seca as plantas apresentaram redução a partir da concentração 0,06 mg Kg⁻¹ de 28,0% de biomassa fresca e 40,0% de massa seca em relação ao controle e para 3,4 mg L⁻¹ chegou a 100% de redução de biomassa fresca e massa seca (Figura 10 A). Diferiu e foi mais sensível que a planta *R. sativus* que apresentou redução da biomassa fresca e seca de 100,0% quando exposta a 36,50 mg Kg⁻¹ de sulfentrazone, (Silva et al., 2020).

Para o ensaio de subdoses para o tomate (*S. lycopersicum*) os sinais de intoxicação aumentaram gradativamente com o aumento das subdoses e com os dias de avaliação respectivamente. As plantas começaram apresentar sinais de intoxicação em 1DAA com toxicidade de 50,9 a 54,10% chegando no final do período experimental (21DAA) com toxicidade de 88,0 a 96,0% (Figura 7).

A equação linear que representa concentração-mortalidade em 21 DAA foi $y = 74,32 + 0,32x$, com coeficiente de determinação de R^2 ajustado 0,575; os dados foram significativos com valor-p <0,05 (Tabela 4).

As plantas de tomate (*S. lycopersicum*) apresentaram sinais de intoxicação em 1 DAA, os principais sinais de toxicidade apresentados durante o período experimental estão representados na Tabela 3 e Figura 11. Estes sintomas e sinais de toxicidade são similares ao descrito para a mesma espécie exposta ao 2,4-D com enrolamento das folhas, turgidez foliar e enrolamento do caule atingindo efeito máximo em plantas tratadas com 9,04 mM onde é possível observar sintomas graves de toxicidade (Pinto et al., 2023).

No final do período experimental todas as plantas de *S. lycopersicum* apresentaram engrossamento do caule (divisão sem controle das células parenquimais). Em 15 g ha⁻¹ ocorreu 20,0% de mortalidade das plantas *S. lycopersicum* ou seja, 2 plantas morreram do total de 10 plantas expostas. Em 60 g ha⁻¹ ocorreu 10,0% de mortalidade (1 planta) e em 120 g ha⁻¹ ocorreu 60,0% de mortalidade (6 plantas).

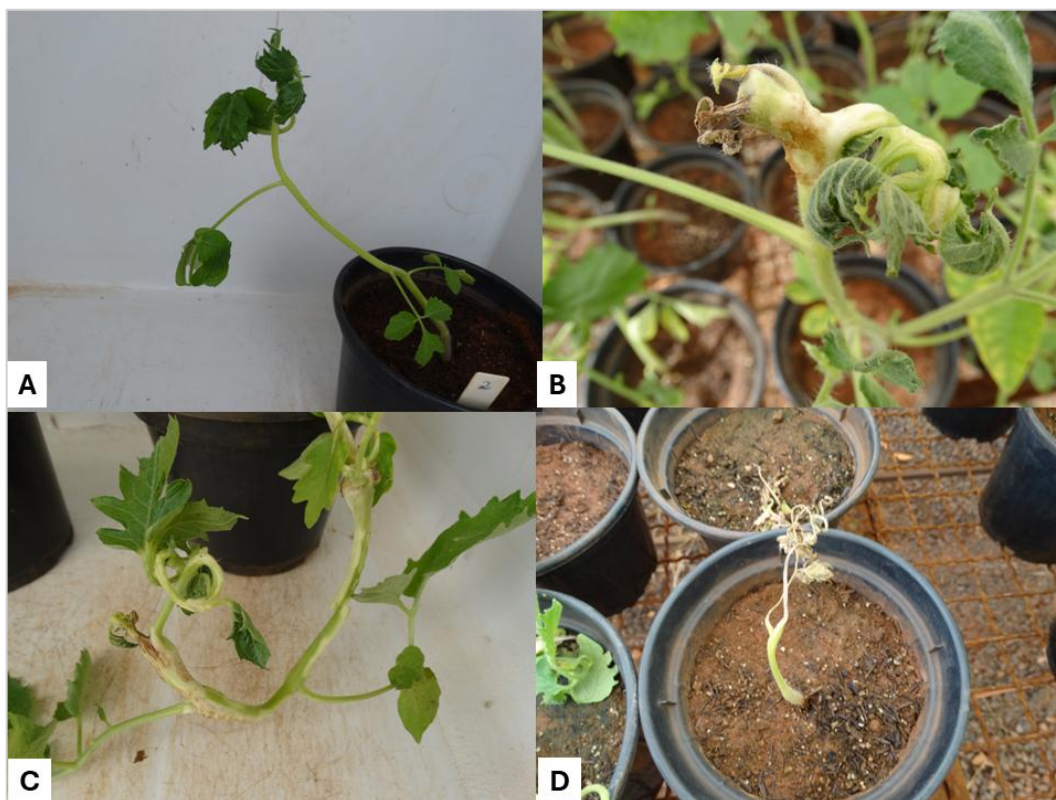


Figura 11 **A)** Tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição da subdose 30 g ha⁻¹ de dicamba em 3 dias após a aplicação, com epinastia de ramos e folhas. **B)** Tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição da subdose 15 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, com necrose da gema apical. **C)** Tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição da subdose 30 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, com o caule rachando e com espessuras grossas. **D)** Pepino (*C. sativus*) após a exposição da subdose 120 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, ramos com necroses.

A toxicidade de 15 g ha⁻¹ de dicamba para *S. lycopersicum* com 54,0% em 14 DAA, foi similar para tomate exposto a subdoses de 14,97 g ha⁻¹ de 2,4-D com 50% de toxicidade (Santos et al., 2013). A toxicidade de 30 g ha⁻¹ de dicamba para *S. lycopersicum* com 65,4% em 14 DAA, diferiu e foi mais sensível que a planta *Capsicum annum* exposta a mistura de 21,0 g ha⁻¹ de glyphosate + 14,0 g ha⁻¹ de dicamba que não causou toxicidade (Dittmar et al., 2016).

A toxicidade para o tomate (*S. lycopersicum*) foi aumentando progressivamente, diferente para batata (*Solanum tuberosum*) exposto a 7,0 g ha⁻¹ de dicamba com 33,0% de toxicidade em 24 DAA e em 38 DAA as plantas recuperaram reduzindo a toxicidade para 14,0% (Colquhoun et al., 2014).

Os resultados deste estudo diferiram para *S. lycopersicum* exposta a 625,0 g ha⁻¹ de oxadiazon que não apresentou efeito significativo nas variáveis avaliadas, não causando danos visuais (Correia, 2021), assim como para o *Vigna unguiculata* exposta a 1000,0 g ha⁻¹ de oxadiazon que também não causou toxicidade e nem perda na produtividade (Cruz et al., 2018). Assim o tomate *S. lycopersicum* apresentou mais sensibilidade ao dicamba.

Para o comprimento da parte aérea foi observada redução a partir da subdose 15 g ha⁻¹ com 25,2 cm em relação ao controle com 58,9 cm, que corresponde a 57% de redução e para maior subdose testada (120 g ha⁻¹) apresentou 86,0% de redução (Figura 10 B). Diferiu e foi mais sensível que o tomate exposto ao 2,4-D que precisou de 243,25 g ha⁻¹ para reduzir 50% da altura das plantas (Santos et al., 2013). Para o comprimento da parte radicular as subdoses testadas e o controle apresentaram comprimento de 4,8 a 18,3 cm (Figura 10 B).

Para massa fresca e seca foi observado redução em relação ao controle a partir de 15 g ha⁻¹ com 25,0 e 50,0% de redução para massa fresca e seca respectivamente (Figura 10 B), e para maior subdose (120 g ha⁻¹) com 87,0 e 92,0% de redução de massa fresca e seca, diferiu e foi mais sensível que o tomate exposto ao 2,4-D que a dose de 151,02 g ha⁻¹ reduziu 50% da biomassa (Santos et al., 2013).

Para o teste de volatilidade aparente o tomate (*S. lycopersicum*) apresentou efeito de volatilidade aparente em 14 e 21 DAE, com maior efeito em 720,0 g ha⁻¹ com 30,89% e 79,9% (Tabela 3), classificado como efeito leve em 14 DAE e efeito grave em 21 DAE (Tabela 1).

O tomate (*S. lycopersicum*) apresentou efeito de volatilidade aparente apenas em 14 dias e os principais sanais de toxicidade apresentado durante o período experimental estão representados na Tabela 3 e Figura 12. Em 21 DAE na volatilidade da dose 720,0 g ha⁻¹ as plantas apresentaram também estímulo de desenvolvimento da gema apical secundária.



Figura 12 A) Tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição da volatilidade da dose 180 g ha⁻¹ de dicamba em 14 dias após a exposição, com epinastia de ramos e folhas. **B)** Tomate (*S. lycopersicum*) após a exposição da volatilidade da dose 720 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a exposição.

Para o tomate (*S. lycopersicum*) a partir da dose 90,0 g ha⁻¹ o efeito de volatilidade foi de 70,1% a 79,9%, diferiu e foi mais sensível que a soja (*G. max*) exposta a volatilização da dose 560,0 g ha⁻¹ de 0,5 a 24 horas após a aplicação que causou 71,0% de lesão (Zaccaro-Gruener et al., 2022). E foi mais sensível que a planta da soja (*G. max*) exposta ao dicamba 0,00175 a 56,0 g ha⁻¹ com 1 a 5% de toxicidade (Jones et al., 2019).

Os resultados deste estudo mostraram que o tomate *S. lycopersicum* é menos sensível ao dicamba que ao 2,4-D (670 g ha⁻¹) em uma simulação de deriva por jato de vento o *S. lycopersum* apresentou toxicidade de 54,0 a 96,0% (Godinho Júnior et al., 2018) e menos sensível que as plantas de berinjela (*Solanum melongena*) e

pimentão (*Capsicum annuum*) exposto a 2,0 g ha⁻¹ dicamba, com 60,0% e 30,0% de toxicidade respectivamente (Wasacz et al., 2022).

Na avaliação de desenvolvimento das plantas de *S. lycopersicum* o comprimento aéreo na volatilidade das doses 45,0; 180,0 e 720,0 g i.a ha⁻¹ apresentaram redução de 1,0; 1,0 e 8,0%. Para o comprimento radicular para todas as doses apresentaram redução de 22,0; 22,0; 21,0; 22,0 e 25,0% em relação ao controle. Para massa fresca todas apresentaram redução também de 4,0; 18,0; 24,0; 12,0 e 17,0% e para massa seca apresentou redução a partir da 90,0 g i.a ha⁻¹ com 14,0; 28,0; 15,0 e 24,0% (Figura 10 C).

3.5.4 Ecotoxicologia, subdoses e volatilidade do dicamba para alface (*L. sativa*)

Para o teste ecotoxicológico da alface (*L. sativa*) apresentou a concentração letal 50% (CL50;14d) de 0,41 mg Kg⁻¹, com limite inferior 0,31 mg Kg⁻¹ e superior 0,55 mg Kg⁻¹, classificado como altamente tóxico (USEPA, 2023). A equação linear que representa a relação concentração-mortalidade foi $y = 17,18x + 0,3533$, com coeficiente de determinação de $R^2 = 0,97$, diferindo da toxicidade do sulfentrazone para o milho (*Zea mays*) com CL50;14d de 1,20 mg Kg⁻¹ (Silva et al., 2020) e a toxicidade do 2,4-D com 1,87 mg Kg⁻¹ para o arroz (*Oryza sativa*) (Liu et al., 2018), ambos classificados como moderadamente tóxico (USEPA, 2023).

As plantas de alface apresentaram sinais de toxicidade desde o primeiro dia de avaliação (3 DAA), os principais sinais durante o período experimental estão representados na Tabela 3.

Em 3 DAA, as plantas apresentaram sinais de intoxicação a partir de 1,07 mg Kg⁻¹ com 18% de toxicidade, em 3,4 mg Kg⁻¹ com 31,0% e em 11,6 mg Kg⁻¹ com 33,0%. Em 7 DAA as concentrações 0,7; 1,07; 3,4 e 11,6 mg Kg⁻¹ apresentaram 30,0; 30,0; 35,0 e 37,0% de toxicidade. Em 14 DAA as concentrações 0,06 e 0,1 mg Kg⁻¹ causaram toxicidade de 19,0 e 36,0% nas plantas de alface e as demais apresentaram 48,0; 63,0; 100,0 e 100,0% (Figura 13). Diferiu e foi mais sensível que a planta de arroz (*O. sativa*) exposta a 36,5 mg Kg⁻¹ de sulfentrazone apresentou 100% de mortalidade (Silva et al., 2020). Também foi mais sensível que a planta de milho (*Z.*

mays) exposta bentazone (75 mg Kg^{-1}) com 60% de toxicidade (Della Vechia et al., 2021).

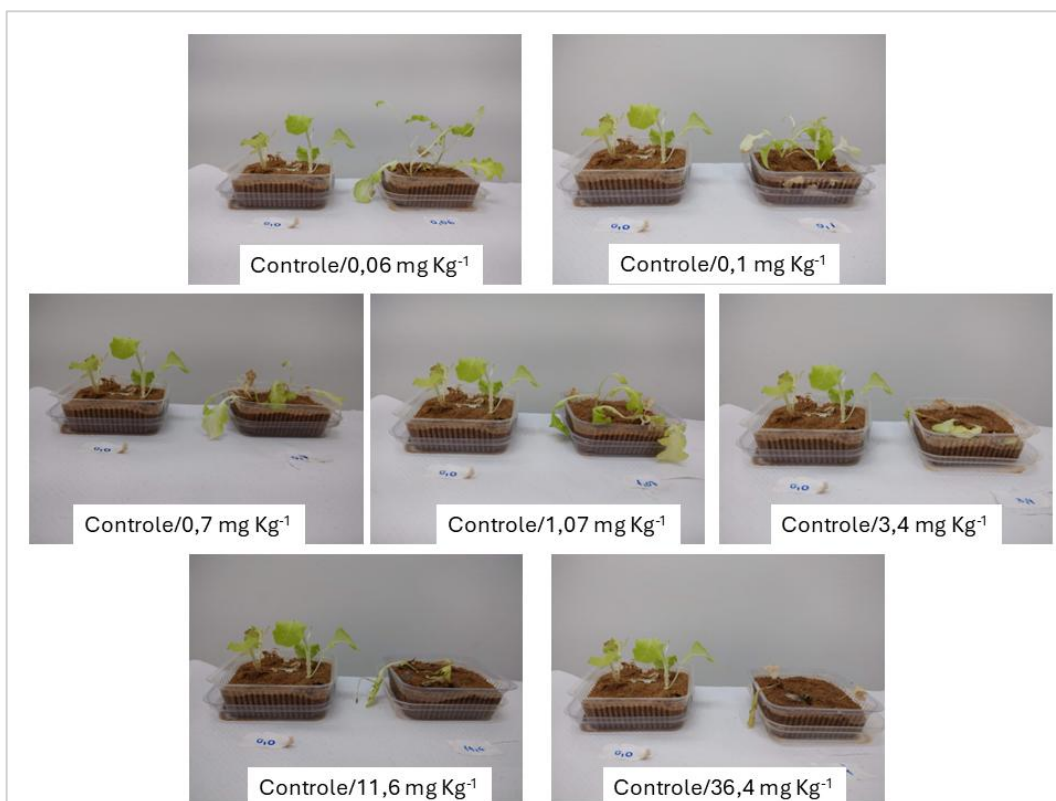


Figura 13: Planta teste alface (*Lactuca sativa*) após 14 dias de exposição de diferentes concentrações do dicamba.

Foi observada redução do comprimento da parte aérea de 11,0% em $0,06 \text{ mg Kg}^{-1}$ a 100,0% em $3,4$ e $11,6 \text{ mg Kg}^{-1}$, para a parte radicular redução foi de 8,0% em $0,06 \text{ mg Kg}^{-1}$ a 100,0% em $3,4$ e $11,6 \text{ mg Kg}^{-1}$ (Figura 14 A), diferiu e foi mais tóxico que a clomazone ($1,0 \text{ mg Kg}^{-1}$ e $100,0 \text{ mg Kg}^{-1}$) para milho (*Z. mays*), com redução de 21,0% e 18,0% da parte aérea das plantas (Della Vechia et al., 2021).

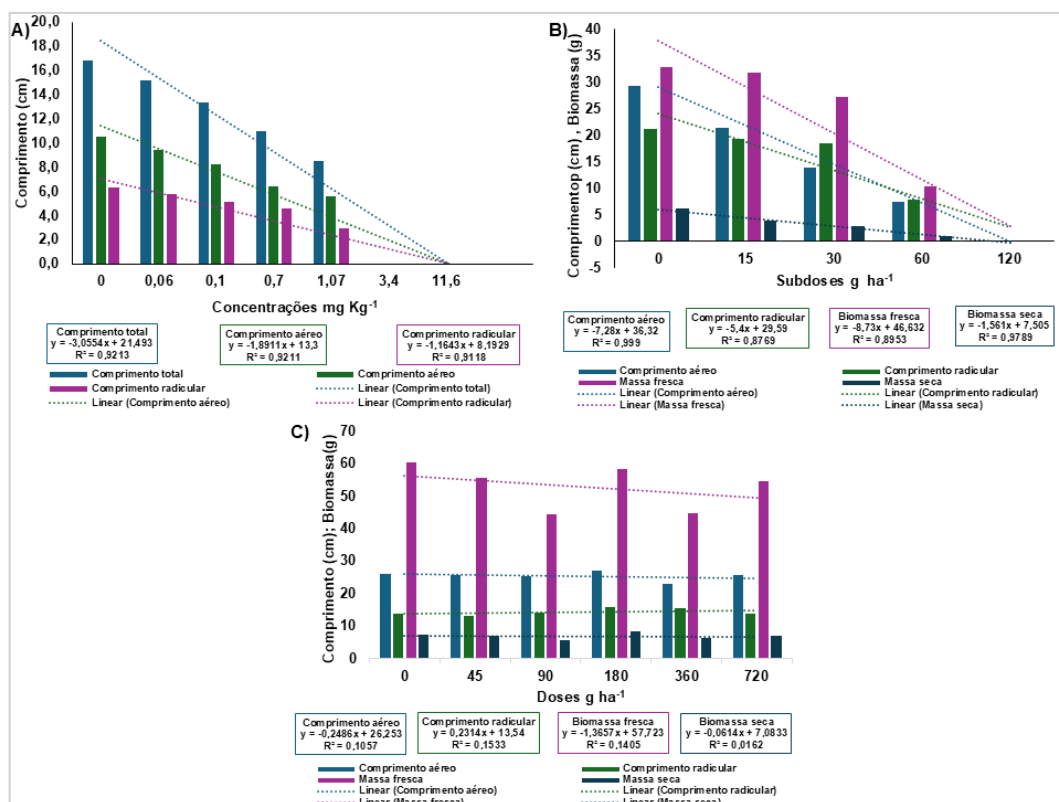


Figura 14. Biometria das plantas de tomate (*L. sativa*) após a exposição ao dicamba por 14 dias, no ensaio de ecotoxicidade. **B)** Biometria das plantas tomate (*L. sativa*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio subdoses. **C)** Biometria das plantas tomate (*L. sativa*) após a exposição ao dicamba por 21 dias, no ensaio de volatilidade

Para biomassa fresca as plantas apresentaram redução a partir da concentração 0,1 mg L⁻¹ com 24,0% em relação ao controle, atingindo 100% em 3,4 e 11,6 mg L⁻¹. Para massa seca nas concentrações de 0,1 e 0,7 mg L⁻¹ ocorreram 46,0 e 49,0% de redução em relação ao controle e em 3,4 e 11,6 mg L⁻¹ redução de 100%, diferiu e foi mais sensível que o *Z. mays* e o *O. sativa* expostos a 36,50 mg Kg⁻¹ de sulfentrazone com redução de 100,0% de redução de biomassa fresca e seca (Silva et al., 2020).

Para o ensaio de subdoses para a alface (*L. sativa*) os sinais de intoxicação foi aumentando gradativamente com o aumento das doses e com os dias de avaliação respectivamente. As plantas começaram apresentar sinais de intoxicação em 3 DAA com 35,24 a 40,5%, chegando no final do período experimental (21DAA) com 35,0 a 100,0% de toxicidade (Figura 10). Os principais sinais de intoxicação apresentados durante o período experimental estão representados na Tabela 3 e Figura 15.



Figura 15 **A)** Alface (*Lactuca sativa*) após a exposição da subdose 15 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, com necrose da gema apical e epinastia de folhas e ramos. **B)** Alface (*Lactuca sativa*) após a exposição da subdose 30 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, ramos rachando e com necrose. **C)** Alface (*Lactuca sativa*) após a exposição da subdose 60 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, ramos rachando e com necrose. **D)** Alface (*Lactuca sativa*) após a exposição da subdose 120 g ha⁻¹ de dicamba em 21 dias após a aplicação, ramos rachando e com necrose.

Em 14 DAA na subdose 15,0 g ha⁻¹ as plantas apresentaram toxicidade de 30,0%, diferiu e foi menos sensível que a beterraba (*Beta vulgaris*) exposta ao 2,4-D (8,44 g ha⁻¹) com 50,0% de toxicidade (Santos et al., 2013).

Em 21 DAA ocorreu mortalidade de algumas plantas, em 60,0 g ha⁻¹ 40,0% (4 plantas) morreram e em 120,0 g ha⁻¹ 100,0% (10 plantas) morreram. Os sinais mais severos para *L. sativa* começaram em 14 DAA, assim como observado para a soja (*G. max*) exposta a 28,0 g ha⁻¹ de dicamba com toxicidade entre 7 e 14 DAA (Costa et al., 2020).

O comprimento da parte aérea de *L. sativa* foi reduzido em todas as subdoses em relação ao controle, variando de 27,0% em 15,0 g ha⁻¹ a 100,0% em 120 g ha⁻¹ (Figura 14 B). A subdose de 30,0 g ha⁻¹ de dicamba reduziu 57,0% da altura de *L. sativa*, que diferiu e foi mais sensível que a beterraba (*B. vulgaris*) exposta a 102,58 g ha⁻¹ de 2,4-D que reduziu 50,0% da altura das plantas (Santos et al., 2013).

Para o desenvolvimento radicular e massa fresca o controle e as subdoses 15,0 e 30,0 g ha⁻¹, apresentaram 21,3; 19,3 e 18,4 cm da parte radicular e 32,9; 31,78 e 27,25 g de massa fresca. Para massa seca ocorreu redução em relação ao controle e as subdoses 15,0 e 30,0 g ha⁻¹ apresentaram 3,94 e 2,91 g e para massa seca da subdose de 30,0 g ha⁻¹ apresentou redução de 54,0% (Figura 14 B), similar a beterraba (*B. vulgaris*) exposta a 38,46 g ha⁻¹ de 2,4-D que reduziu 50,0% da massa seca (Santos et al., 2013).

Os resultados deste estudo de toxicidade e desenvolvimento da planta *L. sativa* exposta ao dicamba diferiu e foi mais sensível que ela (*L. sativa*) exposta a 23,0 g ha⁻¹ de 2,4-D que não causou toxicidade a planta e não reduziu a biomassa (Chen, 2021). Assim como, para a couve (*Brassica oleracea*) a exposição a 96,0 g ha⁻¹ de dicamba não causou toxicidade e não reduziu a biomassa (Nascimento et al., 2020).

A exposição a 30,0 g ha⁻¹ dicamba reduziu 65,0% do comprimento aéreo da planta de alface, assim como para *G. max* exposta a 42,0 g ha⁻¹ do dicamba que reduziu 60% da altura das plantas (Silva et al., 2018).

Para o teste de volatilidade aparente a alface (*L. sativus*) apresentou efeito de volatilidade aparente apenas em 21 DAE, sendo que as doses 180,0 e 360,0 g ha⁻¹ apresentaram toxicidade de 8,1% e 9,0% de toxicidade, classificado como efeito leve de fitotoxicidade. Similar para o milho (*Z. mays*) que a toxicidade ficou dentro de 10% durante o período experimental de 24 DAE (Schreiber et al., 2015).

Os principais sinais de toxicidade da volatilidade aparente para as plantas de alface (*L. sativa*) estão apresentadas na Tabela 3. A alface (*L. sativa*) apresentou efeito leve de toxicidade ao dicamba, assim como a alface (*L. sativa*), couve (*B. oleracea*) e manjerição (*Ocimum basilicum*) exposta a 0,5 a 2,0 g ha⁻¹ de dicamba que não apresentaram nenhuma deformação visual nas plantas (Wasacz et al., 2022).

Na avaliação de desenvolvimento das plantas *L. sativa* a parte aérea apresentou comprimento de 22,8 a 27,1 cm e para parte radicular de 13,1 a 15,8 cm. Para massa fresca as doses 90 e 360 g i.a ha⁻¹ apresentaram 44,3 e 44,78 g, as doses 45,0; 180,0 e 720,0 g ha⁻¹ com 55,51; 58,12 e 54,52 g e o controle com 60,4 g (Figura 14 C).

Para massa seca as doses 90,0 e 360,0 g ha⁻¹ apresentaram 5,73 e 6,14 g , para as volatilidades das doses 45,0 e 720 g ha⁻¹ com 7,21; 7,02 e 6,79 g. Diferiu para arroz (*O. sativa*) e milho (*Z. mays*) exposta a volatilidade de 960,0 g ha⁻¹ de clomazone,

por 72h que causou 25% de acréscimo da massa seca (Schreiber et al., 2015) e para a alface (*L. sativa*) exposta a 16,8 g ha⁻¹ de dicamba que não apresentou redução na biomassa (Roesler et al., 2020).

3.5.5 Determinação da persistência do dicamba no solo

Na avaliação do solo do experimento de volatilidade da alface (*L. sativa*) a porcentagem de germinação da planta teste pepino (*C. sativus*) variou de 88,0% no controle a 0,0% no tratamento de 720,0 g ha⁻¹ de dicamba.

Para o solo do experimento de volatilidade do tomate (*S. lycopersicum*) ocorreu variação de germinação da planta teste pepino de 84,0% no controle a 32,0% em 720,0 g ha⁻¹, enquanto no solo após o experimento de volatilidade e exposição ao próprio pepino ocorreu variação de germinação de 92,0% a 27,0% (Tabela 6).

Tabela 6: Porcentagem de germinação em solos contaminados de dicamba

Doses g ha ⁻¹	Solo 1	Solo 2	Solo 3
	Exp. Vol .	Exp. Vol.	Exp. Vol.
	<i>L. sativa</i>	<i>S. lycopersicum</i>	<i>C. sativus</i>
Porcentagem de emergência (%)			
0	88	84	92
45	88	60	76
90	32*	64*	44*
180	44*	56*	28*
360	40*	56*	36*
720	0	32*	24*

*as sementes germinaram, porém não desenvolveram (aborto)

Para o solo 1 as sementes começaram emergirem em 5DAS (dias após a semeadura) com 40,0% para o controle; 32,0% para a dose 45 g ha⁻¹; 8,0% para a dose de 90 g ha⁻¹; 4,0% para a dose 180,0; 12,0% para dose 360,0 g ha⁻¹ e 40,0% para a dose de 720 g ha⁻¹.

Em 7 DAS as emergências foram de 84,0%; 76,0%; 36,0%; 44,0%; 40,0% e 60,0%, no entanto a partir da dose de 90,0 g ha⁻¹ as emergências abortaram e apenas o controle e a dose 45 g ha⁻¹ apresentaram desenvolvimento das plantas.

Para o solo 2 sementes começaram emergirem em 3 DAS, com emergências de 28,0%; 24,0%; 28,0%; 16,0%; 16,0% e 20,0% respectivamente.

Em 7DAS as emergências foram de 68,0%; 44,0%; 64,0%; 56,0%; 56,0% e 32,0%, no entanto a partir da dose de 90,0 g ha⁻¹ as emergências abortaram e apenas o controle e a dose 45 g ha⁻¹ apresentaram desenvolvimento das plantas.

Para o solo 3 as sementes começaram emergirem em 3 DAS (dias após a semeadura) com 24,0% para o controle; 16% para a dose 45 g ha⁻¹ e 8% para a dose de 90 g ha⁻¹, para as demais doses as plantas não emergiram.

Em 7 DAS as emergências foram de 96,0%; 64,0%; 44,0%; 28,0%; 36,0% e 24,0%, no entanto a partir da dose de 90,0 g ha⁻¹ as emergências abortaram e apenas o controle e a dose 45,0 g ha⁻¹ apresentaram desenvolvimento das plantas.

Os resultados de emergência para todos os testes foram bem similares, com germinação e desenvolvimento apenas no controle e na menor dose (Figura 16), diferente para o pepino semeado em solo contaminado por metsulfuron-metil nas doses de 3,6; 5,4; 7,2 e 9,0 g ha⁻¹ que germinaram em todas as doses e apresentaram toxicidade de 2,0 a 4,0% (Silva et al., 2021).

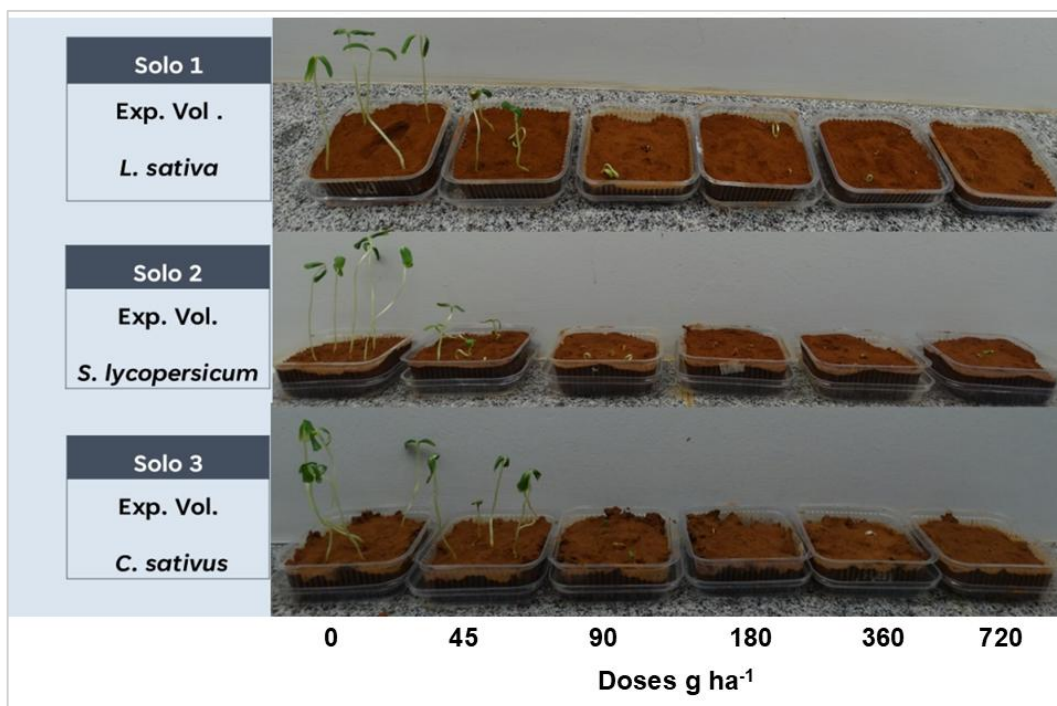


Figura 16: Teste de emergência com sementes de pepino em solo exposto a diferentes doses (primeira da esquerda controle sem aplicação e doses aumentando respectivamente para direita) de dicamba em 7 dias após a semeadura.

3.6 Conclusão

O dicamba foi considerado praticamente não tóxico para organismos aquáticos, porém foi considerado altamente tóxico para plantas terrestres, sendo a planta mais sensível o tomate (*S. lycopersicum*).

As subdoses aplicadas diretamente sobre as plantas causaram efeitos graves de fitotoxicidade, principalmente ao tomate (*S. lycopersicum*).

A simulação de volatilidade aparente demonstra sensibilidade relativa de exposição entre as espécies avaliadas, sendo que tomate (*S. lycopersicum*) foi a que apresentou maior sensibilidade.

Assim conclui-se que a planta tomate (*S. lycopersicum*) é a mais indicada para o monitoramento ambiental da aplicação deste herbicida.

Referências

- ABNT - Brazilian Association of Technical Standards. NBR 15088:2022. Aquatic ecotoxicology - acute toxicity-test method with fish (Cyprinidae). Sao Paulo, 4a edition, 31P., 2022.
- Alves, G. S., Kruger, G. R., da Cunha, J. P. A., Vieira, B. C., Henry, R. S., Obradovic, A., & Grujic, M. (2017). Spray drift from dicamba and glyphosate applications in a wind tunnel. **Weed Technology**, 31(3), 387-395.
- Bish, M. D., & Bradley, K. W. (2017). Survey of Missouri pesticide applicator practices, knowledge, and perceptions. **Weed Technology**, 31(2), 165-177.
- Boteon, B. F., Silva, R. O., Schedenffeldt, B. F., Spricigo, H., Hirata, A. C. S., Monquero, P. A. (2024). Crop sensitivity to dicamba and 2.4-d applied to commercial and subdose levels. **Agrociencia**.
- Carvalho, S. J. P. D., Dias, A. C. R., Minamiguchi, M. H., Nicolai, M., & Christoffoleti, P. J. (2012). Residual activity of six herbicides applied to the soil in dry season. **Revista Ceres**, 59, 278-285.
- Chen X (2021) Effects of micro-rates of 2.4-D and dicamba on lettuce and pumpkin in Nebraska. M.S. dissertation. Lincoln: University of Nebraska. 180 p.
- Colquhoun, J. B., Heider, D. J., & Rittmeyer, R. A. (2014). Relationship between visual injury from synthetic auxin and glyphosate herbicides and snap bean and potato yield. **Weed Technology**, 28(4), 671-678.
- Costa, E. M., Jakelaitis, A., Zuchi, J., Pereira, L. S., Ventura, M. V. A., Oliveira, G. S. D., ... E Silva, J. N. (2020). Simulated drift of dicamba and 2, 4-D on soybeans: Effects of dose and time application. **Biosci. J.(Online)** , 857-864.
- Cruz, C., Silva, A., Shiogiri, N., Garlich, N., & Pitelli, R. (2015). Efficacy of the herbicide imazapyr in the control of floating macrophytes and ecotoxicology for non-target organisms. **Daninha Plant**, 33, 103-108.
- Cruz, C; Cerveira, W. R.; Pereira, P. C.; Garlich, N.; Vechia, J. F. D.; Carvalho, L. B. 2021. **Ecotoxicology of herbicides: Applications and Environmental Dynamics**. In: Barroso, A. A. M and Murata, A. T. Matology: Studies on weeds. Jaboticabal: Factory of the Word. p.450-475.
- De Souza Cruz, A. B., Rocha, P. R. R., Albuquerque, J. A., Alves, J. M. A., de Souza Cruz, D. L., Finoto, E. L., & dos Santos, G. X. L. (2018). Selectivity of herbicides applied in pre and post-emergence in cowpea crop in the Amazon Savana. **Native**, 6(6), 625-630.
- Culpepper, A. S., Sosnoskie, L. M., Shugart, J., Leiffit, N., Curry, M., & Gray, T. (2018). Effects of low-dose applications of 2, 4-D and dicamba on watermelon. **Weed Technology**, 32(3), 267-272.
- De Arcaute, C. R., Soloneski, S., & Larramendy, M. L. (2018). Opposite effects of mixtures of commercial formulations of glyphosate with auxinic herbicides on the ten

spotted live-bearer fish *Cnesterodon decemmaculatus* (Pisces, Poeciliidae). **Environmental Pollution**, 240, 858-866.

De Oliveira, M. F., Brighenti, A. M. herbicide behavior in the environment. Embrapa Maize and Sorghum-Chapter in scientific book (Alice), 2011.

Da Silva Peres, L. R., Silva Peres, L. R., Castro, p. P., & da Cruz, C. Determination of plants indicating bentazone, atrazine and chlorazone residues in the soil. **Science and Culture**, 2, 7.

De Sotto, R., Medriano, C., Cho, Y., Seok, K. S., Park, Y., & Kim, S. (2016). Meaning of metabolite extraction method for evaluating sulfamethazine toxicity in adult zebrafish using metabolites. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 127, 127-134.

Dittmar, P. J., Ferrell, J. A., Fernandez, J. V., & Smith, H. (2016). Effect of glyphosate and dicamba drift timing and rates in bell Pepper and yellow squash. **Weed Technology**, 30(1), 217-223.

Egan, J. F., & Mortensen, D. A. (2012). Quantifying vapor drift of dicamba herbicides applied to soybean. **Environmental toxicology and chemistry**, 31(5), 1023-1031.

Felisbino, K., Kirsten, N., da Silva Milhorini, S., Marçal, I. S., Bernert, K., Schiessl, R., ... & Guiloski, I. C. (2023). Teratogenic effects of the dicamba herbicide in Zebrafish (*Danio rerio*) embryos. **Environmental Pollution**, 334, 122187.

Ferard, J.-F., Blaise, C. Encyclopedia of Aquatic Ecotoxicology (Springer Netherlands), p. 1221, 2013.

Ferreira, P. H. U., Thiesen, L. V., Pelegrini, G., Ramos, M. F. T., Pinto, M. M. D., e da Costa Ferreira, M. (2020). Physical properties, droplet size and volatility of dicamba with herbicides and adjuvants on tank-mix. **Scientific Reports**, 10(1), 18833.

Godinho Junior, J. D., Ruas, R. A. A., Reis, m. R. D., Carvalho Filho, A., & Faria, V. R. (2018). Reduction in the spray drift of 2, 4-D in tomato using hydraulic nozzles with air induction and LI-700 adjuvant. **Tropical Agricultural Research**, 48, 134-139.

Gressel, J., Gassmann, A. J., & Owen, M. D. (2017). How well will stacked transgenic pest/herbicide resistance delay pests from evolving resistance?. **Pest Management Science**, 73(1), 22-34. <https://doi.org/10.1002/ps.4425>.

Hager, A. **Observations of Midwest weaved extensists**. In: Proceedings of the 72nd Annual Meeting of the North Central Weed Science Society. St. Louis, MO: North Central Weed Science Society. 2017. p. 98.

Hand, L. C., Eason, K. M., Randell, T. M., Gray, T. L., & Culpepper, A. S. (2021). 2, 4-D and dicamba removal from the surface of plastic mulch using overhead irrigation: Analytical analysis and cucurbit bioassay crop response. **Weed Technology**, 35(4), 662-668.

Hand, L. C., Vance, J. C., Randell, T. M., Shugart, J., Gray, T., Luo, X., & Culpepper, A. S. (2021). Effects of low-dose applications of 2, 4-D and dicamba on cucumber and cantaloupe. **Weed Technology**, 35(3), 357-362.

Hamilton, M. A., Russian, R. C., & Thurston, R. V. trimmed Spearman-Kärber method for estimating median lethal concentrations in toxicity bioassays. 1977. **Environmental Science & Technology**, 7, 714-719.

IBAMA - Brazilian Institute of Environment and Renewable Resources 2019. Environmental Profile dicamba 1918-00-9. https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/quimicos-e-biologicos/agrotoxicos/arquivos/perfis-ambientais/2019/Perfil%20Ambiental%20-%20Dicamba%20-%202002_10_2019.pdf (accessed March 12, 2024).

IBAMA - Brazilian Institute of Environment and Renewable Resources 2022. Marketing reports of pesticides. <https://www.gov.br/ibama/pt-br/assuntos/quimicos-e-biologicos/agrotoxicos/relatorios-de-comercializacao-de-agrotoxicos> (accessed march 12, 2024).

Inman, M. D., Vann, M. C., Fisher, L. R., Gannon, T. W., Jordan, D. L., & Jennings, K. M. (2021). Evaluation of dicamba retention in spray tanks and its impact on flue-cured tobacco. **Weed Technology**, 35(1), 35-42.

Johnson, V. A., Fisher, L. R., Jordan, D. L., Edmisten, K. E., Stewart, A. M., & York, A. C. (2012). Cotton, peanut, and soybean respond to sublethal rates of dicamba, glufosinate, and 2, 4-D. **Weed Technology**, 26(2), 195-206.

Jones, G. T., Norsworthy, J. K., Barber, T., Gbur, E., & Kruger, G. R. (2019). Off-target movement of DGA and BAPMA dicamba to sensitive soybean. **Weed Technology**, 33(1), 51-65.

Leonel, K. P., Morandi, J. M., Brunetti, I. A., Aparicio, L. D. B., & da Cruz, C. (2016). Acute toxicity of insecticides and spreaders used in vector control for the bioindicator caramujo (*Pomacea canaliculata*). **Ciência e cultura**, 45.

Li, P., by Marco, A., Feng, Z., AnAV, A., Zhou, D., & Paoletti, E. (2018). Nationwide ground-level ozone measurements in China suggest serious risks to forests. **Environmental Pollution**, 237, 803-813.

Liu, K., He, Y., Xu, S., Hu, L., Luo, K., Liu, X., ... & Bai, L. (2018). Mechanism of the effect of pH and biochar on the phytotoxicity of the weak acid herbicides imazethapyr and 2, 4-D in soil to rice (*Oryza sativa*) and estimation by chemical methods. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 161, 602-609.

Lu, Y., Zhang, Y., Deng, Y., Jiang, W., Zhao, Y., Geng, J., ... & Ren, H. (2016). Uptake and accumulation of polystyrene microplastics in zebrafish (*Danio rerio*) and toxic effects in liver. **Environmental Science & Technology**, 50(7), 4054-4060.

Nascimento, A. L. V., Pereira, G. A. M., Pucci, L. F., Alves, D. P., Gomes, C. A., & Reis, M. R. (2020). Tolerance of cabbage crop to auxin herbicides. **Planta Daninha**, 38, e020218387.

Mithila, J., Hall, J. C., Johnson, W. G., Kelley, K. B., & Riechers, D. E. (2011). Evolution of resistance to auxinic herbicides: Historical perspectives, mechanisms of resistance, and implications for broadleaf management in agronomic crops. **Weed Science**, 59(4), 445-457.

Mohseni-Moghadam, M., & Doohan, D. (2015). Response from bell Pepper and broccoli to simulated drift rates of 2, 4-D and dicamba. **Weed Technology**, 29(2), 226-232.

Mohseni-Moghadam, M., Wolfe, S., Dami, I., & Doohan, D. (2016). Response of wine grape crops to simulated drift rates of 2, 4-D, dicamba, and glyphosate, and 2, 4-D or dicamba plus glyphosate. **Weed Technology**, 30(3), 807-814.

Mueller, T. C., Wright, D. R., & Remund, K. M. (2013). Effect of formulation and application time of day on detecting dicamba in the air under field conditions. **Weed Science**, 61(4), 586-593.

Mueller, T. C., & Steckel, L. E. (2019). Spray mixture pH as affected by dicamba, glyphosate, and spray additives. **Weed Technology**, 33(4), 547-554.

OECD - Organization for Economic Co-Operation and Development. Guidelines for the testing of chemicals, Lemna sp. Growth inhibition test. Paris-France: 22p. 2002.

OECD - Organization for Economic Co-operation and Development - Guideline for the testing of chemicals. Proposal for a new guideline 227. Terrestrial Plant Test: Vegetative Vigour Test. p.16, 2003.

Oseland, E., Bish, M., Steckel, L., & Bradley, K. (2020). Identification of environmental factors that influence the likelihood of off-target movement of dicamba. **Pest Management Science**, 76(9), 3282-3291.

Pádua, A. C. C., Pereira, J. A., Araujo, F. R., Silva, A. B., Casagrande, H., Diamantino, E. M., Garlich, G., Cruz, C. (2023). Eficácia da Mistura do herbicida 2,4-D + aminopiralde com adição de adjuvantes no controle de plantas daninhas e sensibilidade do capim-braquiária (*Urochloa decumbens*). **Ciência e Cultura**, 2, 9.

Park, J., Brown, M. T., Depuydt, S., Kim, J. K., Won, D. S., & Han, T. (2017). Comparing the acute sensitivity of growth and photosynthetic endpoints in three Lemna species exposed to four herbicides. **Environmental Pollution**, 220, 818-827.

Penner, D., & Michael, J. (2014). **Bioassay for evaluating herbicide volatility from soil and plants**. Em 33rd Symposium on Pesticide Formulation and Delivery Systems: "Sustainability: Contributions from formulation Technology" (pp. 36-43). ASTM International.

Pinto, A., Azenha, M., Fidalgo, F., & Teixeira, J. (2023). 2, 4-dichlorophenoxyacetic acid detoxication occurs primarily in tomato leaves by the glutathione S-transferase phi members 4 and 5. **Scientia Horticulturae**, 321, 112214.

Pretto, M., Polito, R. A., Dysarz, R., Cinelli, R., Heck, T., & Nunes, A. L. (2020). Performance of the isolated or mixed application of auxin mimicking herbicides in the control of Conyza spp. **Brazilian Journal of Development**, 6(7), 53083-53095.

Riter, L. S., Pai, N., Vieira, B. C., Macinnes, A., Reiss, R., Hapeman, C. J., Kruger, G. R. (2021). Talks about the future of dicamba: The science behind off-target movement. **Journal Agricultural Food Chemistry**, 69(48): 14435–14444.

Rodrigues, m., & Raya-Rodriguez, M. T. M. Ecological risk analysis using the Lolium multiflorum bioindicator. **Journal of the Brazilian Society of Ecotoxicology**, 7, 9-13.

Roesler, G. D., Jonck, L. C. G., Silva, R. P., Victoria Jeronimo, A., Silva Hirata, A. C., & Monquero, P. A. (2020). Decontamination methods of tanks to spray 2, 4-D and dicamba and the effects of these herbicides on citrus and vegetable species. **Australian Journal of CropScience**, 14(8), 1302-1309.

Sanford, M., Washuck, N., Carr, K., & Prosser, R. S. (2021). Pulsed exposure of the macrophyte *Lemna minor* to herbicides and the mayfly *Neocloeon triangulifer* to diamide insects. **Chemosphere**, 273, 128582.

Santos, D. P. D., Braga, R. R., F. A. R., Passos, A. B. R. D. J., Silva, D. V., Santos, J. B. D., & Nery, M. C. (2013). Determination of bioindicator species of residues of auxinic herbicides. **Revista Ceres**, 60, 354-362.

Schreiber, F., Avila, L. A., Scherner, A., Gehrke, V. R., & Agostinetto, D. (2015). Volatility of different formulations of clomazone herbicide. **Daninha Plant**, 33, 315-321.

Silva, D. R. O. D., Silva, E. D. N. D., Aguiar, A. C. M. D., Novello, B. D. P., Silva, A. A. A. D., & Basso, C. J. (2018). Drift of 2, 4-D and dicamba applied to soybean at vegetative and reproductive growth stage. **Rural Science**, 48.

Silva, T. R., Brunetti, I. A., Perez, L. H. O., Pereira, P. C., Santos, K. P., Cruz, C. (2020) Effect of low doses of sulfentrazone in aqueous plants and ecotoxicology for bioindicators. **Science and Culture**, v. 16.

Tian, F., Vieira, C.C., Zhou, J., Zhou, J., Chen, P. (2023). Estimation of off-target dicamba Damage on soybean using UAV imagery and deep learning. *Sensors*, 23(6): 3241–3251.

Tunić, T., Knežević, V., Kerkez, Đ., Tubić, A., Šunjka, D., Lazić, S., ... & Teodorović, I. (2015). Some arguments in favor of a *Myriophyllum aquaticum* growth inhibition test in a water-segment system as an additional test in risk assessment of herbicides. **Environmental Toxicology and Chemistry**, 34(9), 2104-2115.

USEPA - United States Environmental Protection Agency.2023. Technical Overview of Ecological Risk Assessment - Analysis Phase: Ecological Effects Characterization.

Vieira, B. C., Butts, T. R., Rodrigues, A. O., SCHLEIER, J. J., FRITZ, B. K., & Kruger, G. R. (2020). Particle drift potential of glyphosate plus 2, 4-D choline pre-mixing formulation in a low-speed wind tunnel. **Weed Technology**, 34(4), 520-527.

Zaccaro-Gruener, M. L., Norsworthy, J. K., Brabham, C. B., Barber, L. T., Butts, T. R., Roberts, T. L., & Mauromoustakos, A. (2022). Evaluation of dicamba volatilization when mixed with glyphosate using imazethapyr as a tracer. **Journal of Environmental Management**, 317, 115303.

Zhang, J., Huang, Y., Reddy, K. N., & Wang, B. (2019). Assentamento crop damage from dicamba on non-dicamba-tolerant soybean by hyperspectral imaging through machine learning. **Pest managementScience**, 75(12), 3260-3272.

Wang, Y., Teng, M., Wang, D., Yan, J., Miao, J., Zhou, Z., & Zhu, W. (2017a). Enantioselective bioaccumulation following exposure of adult zebrafish (*Danio rerio*) to epoxiconazole and its effects on metabolomic profile as well as expression genes. **Environmental Pollution**, 229, 264-271.

Wang, Y., Zhu, W., Wang, D., Teng, M., Yan, J., Miao, J., & Zhou, Z. (2017b). 1h NMR-based metabolites analysis of adult zebrafish (*Danio rerio*) after exposure to diniconazole as well as its bioaccumulation behavior. **Chemosphere** , 168, 1571-1577.

Wasacz, M. H., Ward, D. L., VanGessel, M. J., & BESANÇON, T. E. (2022). Sensitivity to sublethal rates of dicamba for selection of mid-Atlantic vegetation crops. **Weed Technology** , 36(2), 207-213.

Westberg, D. E.; ADAMS, A. 2017. **application stewardship of Engenia herbicide in dicamba tolerant crops**. Abstract 187#. In: Proceedings of the Southern Weed Science Society 70th Annual Meeting, Birmingham, AL. 155.

CAPITULO 4 - Considerações finais

O dicamba é uma alternativa eficaz para o controle de plantas daninhas de difícil manejo, destacando-se pela capacidade de oferecer controle bom a excelente, mesmo quando utilizado em doses inferiores às recomendadas na bula. No entanto, verificou-se que até mesmo subdoses de dicamba podem causar graves sinais de toxicidade em plantas não-alvo sensíveis, com uma intensificação desses efeitos à medida que as doses aumentam. Por isso, é essencial considerar cuidadosamente as doses aplicadas para minimizar impactos ambientais e danos a organismos não-alvo.

A molécula utilizada nesse estudo apresentou efeito de volatilidade nas plantas não alvo, no entanto esses sinais foram insignificantes em relação ao desenvolvimento das plantas.

A molécula utilizada neste estudo apresentou efeito de volatilidade em plantas não-alvo. Contudo, os sinais observados foram insignificantes em relação ao desenvolvimento dessas plantas.

Portanto, é fundamental avaliar os riscos associados às diferentes condições de aplicação para reduzir impactos ambientais. Seguir as recomendações de uso, utilizar equipamentos adequados para moléculas com potencial de volatilização e priorizar moléculas menos voláteis são práticas importantes para evitar esses riscos.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) por 12 meses e os seguintes 32 meses pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), Brasil. Processo 2021/05840-3.