

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E AMBIENTE**

**Murilo Rafael Barbosa**

**Controle de *Amaranthus* spp. utilizando o potencial alelopático de *Brassicac*s**

**ARARAS - SP**

**2025**

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA E AMBIENTE**

**Murilo Rafael Barbosa**

**Controle de *Amaranthus* spp. utilizando o potencial alelopático de *Brassicac***

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente (PPGAA) do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Agricultura e Ambiente.

Orientadora: Prof.<sup>a</sup>. Dr.<sup>a</sup>. Patrícia Andrea Monquero

**ARARAS - SP**

**2025**

Barbosa, Murilo Rafael

Controle de *Amaranthus* spp. utilizando o potencial alelopático de Brassicas / Murilo Rafael Barbosa -- 2025. 79f.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de São Carlos, campus Araras, Araras

Orientador (a): Patricia Andrea, Monquero

Banca Examinadora: Ana Lígia Giraldeli, Kayna Agostini

Bibliografia

1. Plantas Daninhas. 2. Alelopatia. 3. Extratos de plantas.  
I. Barbosa, Murilo Rafael. II. Título.

Ficha catalográfica desenvolvida pela Secretaria Geral de Informática  
(SIn)

DADOS FORNECIDOS PELO AUTOR

Bibliotecário responsável: Maria Helena Sachi do Amaral - CRB/8  
7083



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS**  
Centro de Ciências Agrárias  
Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente

---

**Folha de Aprovação**

---

Defesa de Dissertação de Mestrado do candidato Murilo Rafael Barbosa, realizada em 27/05/2025.

**Comissão Julgadora:**

Profa. Dra. Patricia Andrea Monquero (UFSCar)

Profa. Dra. Kayna Agostini (UFSCar)

Profa. Dra. Ana Ligia Giraldeci (EPAGRI)

O Relatório de Defesa assinado pelos membros da Comissão Julgadora encontra-se arquivado junto ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente.

## **AGRADECIMENTOS**

À minha família, por toda inspiração e incentivo.

À minha orientadora, Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Patricia Andrea Monquero por toda a dedicação, paciência e direção durante a realização desta pesquisa.

Ao Grupo de Estudos em Ciências Agrárias (GECA), por todo suporte durante a execução das atividades.

À técnica Céli do Laboratório de Ecotoxicologia e Química Ambiental (LEQA), pelo convívio e auxílio durante as idas ao laboratório.

Aos meus amigos Gustavo, Higor, Beatriz, Viviane e Lino, por todo o apoio e companheirismo.

À Universidade Federal de São Carlos (UFSCar- Araras) e à toda equipe do Programa de Pós-graduação em Agricultura e Ambiente (PPGAA), pela oportunidade de desenvolvimento deste trabalho.

Por fim, agradeço a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES), pelo financiamento desta pesquisa (Código de Financiamento 001).

## RESUMO

O gênero *Amaranthus* tem apresentado biótipos com resistência a diferentes herbicidas, tornando seu manejo cada vez mais desafiador. Como alternativa, espécies do gênero *Brassica* têm se destacado pelo potencial alelopático, devido à liberação de substâncias químicas conhecidas como aleloquímicos, capazes de inibir o crescimento de plantas daninhas. O presente trabalho teve como objetivo avaliar diferentes concentrações de extratos secos da parte aérea da canola (*Brassica napus*), mostarda (*Brassica juncea*) e do nabo-forrageiro (*Raphanus sativus*) na supressão de caruru-roxo (*Amaranthus hybridus*), caruru-rasteiro (*Amaranthus deflexus*) e caruru-comum (*Amaranthus viridis*) e identificar as classes de constituintes fitoquímicos com potencial atividade alelopática presentes no extrato aquosos das *Brassicaceae*. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em arranjo fatorial 5x3, sendo cinco concentrações (100%, 50%, 25% e 12% e 0% como controle) dos extratos secos da parte aérea das espécies de *Brassicaceae* na supressão das espécies de *Amaranthus*, em quatro repetições. No bioensaio de germinação foram semeadas as espécies de *Amaranthus* em placas de petri embebido com 2 mL de cada concentração e mantidas em BOD com temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas, avaliando-se a porcentagem de germinação (%G) e o índice de velocidade de germinação (IVG). No bioensaio de desenvolvimento inicial utilizou-se 5 ml de cada extrato nas sementes pré-germinadas em recipiente contendo vermiculita, submetidas à avaliação quanto ao comprimento do hipocótilo e da raiz, fitotoxicidade e a massa fresca. Realizou-se um teste fitoquímico baseado em reações qualitativas (mudança de cor, formação de precipitados e propriedades físico-químicas) em amostras de 2 ml do extrato bruto de cada *Brassicaceae* para açúcares redutores, alcaloides, antraquinonas, cumarinas, esteroides, flavonoides, fenóis, glicosídeos, saponinas, taninos e terpenos. Observou-se efeito inibitório na germinação em todas as concentrações dos extratos utilizados, com maior inibição em 50% e 100%. Contudo, quando utilizado a concentração de 12%, houve um estímulo de desenvolvimento das espécies daninhas. A espécie *A. deflexus* se mostrou a mais sensível aos extratos, apresentando a maior taxa de inibição de germinação. À medida que as concentrações dos extratos aumentavam, o IVG das espécies daninhas foi afetado negativamente, com uma redução de 100% nas sementes expostas à concentração mais elevada (100%). Não houve diferenças estatísticas em relação ao comprimento do hipocótilo, contudo, houve redução no desenvolvimento do sistema radicular das plântulas levando o mal desenvolvimento da parte aérea. Os extratos induziram fitotoxicidade nas plântulas conforme o aumento das concentrações, culminando em necrose, impossibilitando analisar a massa fresca. A análise fitoquímica dos extratos identificou a presença de sete classes de compostos químicos: cumarina, esteroide, flavonoide, fenol, glicosídeo, tanino e terpeno. Estes resultados sugerem que os diferentes extratos utilizados exercem função alelopática sobre a germinação e o desenvolvimento das espécies daninhas.

**Palavras-chave:** Alelopatia, aleloquímicos, extratos de plantas, Brassicaceae, amaranthaceae

## ABSTRACT

The *Amaranthus* genus has presented biotypes with resistance to different herbicides, making its management increasingly challenging. Alternatively, species of the *Brassica* genus stand out for their allelopathic potential, due to the release of chemical substances known as allelochemicals, capable of inhibiting the growth of organic plants. The present study aimed to evaluate different concentrations of dry extracts of the aerial part of canola (*Brassica napus*), mustard (*Brassica juncea*) and forage radish (*Raphanus sativus*) in the suppression of purple pigweed (*Amaranthus hybridus*), creeping pigweed (*Amaranthus deflexus*) and common pigweed (*Amaranthus viridis*) and to identify the classes of phytochemical constituents with potential allelopathic activity presented in the aqueous extract of *Brassicaceae*. The experimental design was completely randomized, in a 5x3 factorial arrangement, with five concentrations (100%, 50%, 25% and 12% and 0% as control) of dry extracts of the aerial part of *Brassica* species in the suppression of *Amaranthus* species, in four replicates. In the germination bioassay, *Amaranthus* species were sown in petri dishes soaked with 2 mL of each concentration and kept in BOD at 25°C and a 12-hour photoperiod, evaluating the germination percentage (%G) and the germination speed index (IVG). In the initial development bioassay, 5 ml of each extract was used on pre-germinated seeds in a container containing vermiculite, subjected to evaluation regarding hypocotyl and root length, phytotoxicity and fresh mass. A phytochemical test was performed based on qualitative reactions (color change, precipitate formation and physicochemical properties) in 2 ml samples of the crude extract of each *Brassica* for reducing sugars, alkaloids, anthraquinones, coumarins, steroids, flavonoids, phenols, glycosides, saponins, tannins and terpenes. An inhibitory effect on germination was observed in all concentrations of the extracts used, with greater inhibition at 50% and 100%. However, when the 12% concentration was used, there was a stimulation of the development of the weed species. The species *A. deflexus* was the most sensitive to the extracts, presenting the highest rate of germination inhibition. As the concentrations of the extracts increased, the IVG of the weed species was negatively affected, with a 100% reduction in the seeds exposed to the highest concentration (100%). There were no statistical differences in relation to the length of the hypocotyl, however, there was a reduction in the development of the root system of the seedlings, leading to poor development of the aerial part. The extracts induced phytotoxicity in the seedlings as the concentrations increased, culminating in necrosis, making it impossible to analyze the fresh mass. The phytochemical analysis of the extracts identified the presence of seven classes of chemical compounds: coumarin, steroid, flavonoid, phenol, glycoside, tannin and terpene. These results suggest that the different extracts used exert an allelopathic function on the germination and development of the weed species.

**Keywords:** Allelopathy, allelochemicals, plant extracts, Brassicaceae, amaranthaceae.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Amaranthus deflexus</i> (A), <i>Amaranthus hybridus</i> var. <i>paniculatus</i> (B) e <i>Amaranthus viridis</i> (C) .....	5
Figura 2. Diagrama dos mecanismos de liberação dos aleloquímicos .....	13
Figura 3. Esquema de utilização de bioensaio para fracionamento, purificação e identificação de aleloquímicos .....	17
Figura 4. Redução da germinação de sementes de <i>A. deflexus</i> , <i>A. hybridus</i> e <i>A. viridis</i> submetidas a cinco níveis de potencial osmótico em polietilenoglicol (PEG 6000).....	31
Figura 5. Representação gráfica da Porcentagem de Germinação de <i>A. hybridus</i> , <i>A. deflexus</i> e <i>A. viridis</i> em diferentes concentrações dos extratos aquosos da mostarda .....	33
Figura 6. Sementes de <i>A. deflexus</i> submetidas a dosagem de 50% do extrato de mostarda .....	37
Figura 7. Efeito estimulatório sobre <i>A. deflexus</i> quando utilizado o extrato de mostarda na concentração de 12% .....	38
Figura 8. Representação gráfica do Índice de Velocidade de Germinação de <i>A. hybridus</i> , <i>A. deflexus</i> e <i>A. viridis</i> em diferentes concentrações dos extratos aquosos da mostarda.....	39
Figura 9. Presença de cumarina indicado pela formação de coloração amarela.....	43
Figura 10. Presença de esteroide indicado pela formação de um anel com coloração marrom .....	44
Figura 11. Presença de flavonoide caracterizado pela formação de tonalidade avermelhada .....	45
Figura 12. Presença de fenol indicado pela formação de coloração verde.....	45
Figura 13. Presença de glicosídeo através da formação de anel avermelhado acastanhado.....	46
Figura 14. Presença de tanino através da formação da formação da coloração esverdeada.....	47
Figura 15. Presença de terpeno através da coloração vermelha .....	47

Figura 16. Representação gráfica da fitotoxicidade de *A. hybridus*, *A. deflexus* e *A. viridis* em diferentes concentrações dos extratos aquosos da canola, mostarda e do nabo-forrageiro ..... 53

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Diferenças características entre as espécies de <i>Amaranthus</i> .....	7
Tabela 2. Espécies de <i>Amaranthus</i> com resistência a herbicidas no Brasil .....	9
Tabela 3. Escala da European Weed Research Council (EWRC) .....	27
Tabela 4. Triagem fitoquímica dos extratos brutos das <i>Brassicac</i> .....	28
Tabela 5. Valores de pH e osmolaridade dos extratos de canola ( <i>Brassica napus</i> L), mostarda ( <i>Brassica juncea</i> ) e nabo-forageiro ( <i>Raphanus sativus</i> ) .....	29
Tabela 6. Potenciais osmóticos (MPa) dos extratos avaliados .....	30
Tabela 7. Classe de metabólitos secundários identificados nos extratos aquosos obtidos da parte aérea das espécies de <i>Brassicac</i> .....	42
Tabela 8. Comprimento do Hipocótilo (CH) e comprimento da raiz (CR) de <i>A. deflexus</i> , <i>A. hybridus</i> e <i>A. viridis</i> submetidos aos extratos de <i>Brassica napus</i> .....	48
Tabela 9. Comprimento do Hipocótilo (CH) e Comprimento da Raiz (CR) de <i>A.</i> <i>deflexus</i> , <i>A. hybridus</i> e <i>A. viridis</i> submetidos aos extratos de <i>Brassica</i> <i>juncea</i> .....	49
Tabela 10. Comprimento do Hipocótilo (CH) e Comprimento da Raiz (CR) de <i>A.</i> <i>deflexus</i> , <i>A. hybridus</i> e <i>A. viridis</i> submetidos aos extratos de <i>Raphanus</i> <i>sativus</i> .....	49

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

- %G - Porcentagem de Germinação
- ACCCase - Acetil Coenzima A Carboxilase
- ALS - Acetolactato Sintase
- CH - Comprimento do Hipocótilo
- CH - Comprimento da Raiz
- DAS - Dias Após a Semeadura
- EPSPs - 5-enolpiruvilchiquimato-3-fosfato-sintase
- HEAP - Herbicide Resistance Action Committee
- HPPD - Hidroxifenilpiruvato Dioxigenasa
- ITCs - Isotiocianatos
- IVG - Índice de Velocidade de Germinação
- MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
- MIPD - Manejo Integrado de Plantas Daninhas
- MPa - Megapascal
- PANC - Plantas Alimentícias Não Convencionais
- PEG - Polietilenoglicol
- PPO - Polifenoloxidase
- PSII - Photosystem II
- PROTOX - Protoporfirinogênio Oxidase
- SIA - Sociedade Internacional de Alelopatia

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b>	<b>1</b>
<b>2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b>	<b>3</b>
2.1 As espécies do gênero <i>Amaranthus</i> e sua importância agrônômica	3
2.2 Alelopatia como alternativa sustentável no controle de plantas daninhas	10
2.3 Família das Brassicaceae e seu potencial alelopático	18
<b>2. OBJETIVOS</b>	<b>21</b>
2.1 Objetivo geral	21
2.2 Objetivos específicos	21
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b>	<b>22</b>
4.1 Local e Delineamento experimental	22
4.2 Coleta do material vegetativo e preparo dos extratos aquosos	22
4.3 Características físico-químicas dos extratos aquosos	23
4.4 Bioensaios de germinação	24
4.5 Bioensaio de desenvolvimento inicial	25
4.6 Análise fitoquímica	27
4.6 Análise estatística	28
<b>5. RESULTADOS E DISCUSSÃO</b>	<b>28</b>
5.1 Análises físico-químicas dos extratos aquosos	28
5.1.1 pH e osmolaridade	28
5.2 Bioensaios de Germinação	38
5.2.1 Bioensaio com PEG 6000	30
5.2.2 Bioensaio de germinação	31
5.2.2.1 Porcentagem de Germinação (%G)	32
5.2.2.2 Índice de Velocidade de Germinação (IVG)	38
5.2.3 Triagem fitoquímica dos extratos	42
5.3 Bioensaio de desenvolvimento inicial	48
<b>6. CONCLUSÕES</b>	<b>54</b>
<b>7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>54</b>

## 1. INTRODUÇÃO

Apesar dos avanços tecnológicos na agricultura, a interferência de plantas daninhas em cultivos agrícolas é muitas vezes associada a impactos negativos, principalmente pela baixa produtividade, qualidade dos produtos e até mesmo na inviabilização da colheita. As plantas daninhas e as culturas competem por recursos vitais para o desenvolvimento, como o espaço, nutrientes, água e luz (LORENZI, 2014). De acordo com a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA, 2020), locais de cultivo onde não há o controle de plantas daninhas, os prejuízos podem atingir 90% da lavoura, representando uma média de 13 a 15% para a produção de grãos.

Embora existam alternativas como o controle biológico, cultural, físico, mecânico e preventivo, o controle químico destaca-se pela sua eficiência e praticidade por meio da aplicação de herbicidas em pré ou pós-emergência, visando a dessecação de plantas daninhas, otimizando o desenvolvimento da cultura principal. Segundo Adegas *et al.* (2017), os custos de controle de plantas daninhas apresentam elevações significativas. Para infestações isoladas, os valores sobem, em média, entre 42% para *Conyza* spp. e 48% para *Lolium multiflorum*. Quando há a presença de *Digitaria insularis* resistente, esse aumento pode chegar a 165%. Em cenários de infestações mistas, como as de buva e capim-amargoso, o custo médio pode ter um acréscimo de impressionantes 222%. Adegas complementa que, atualmente, o custo médio para o controle de plantas daninhas em todo o Brasil é de R\$120,00 por hectare. Correia e Rezende (2002), o manejo de plantas daninhas representa um gasto significativo na produção agrícola, variando de 15% a 40% dos custos de produção. Entretanto, a aplicação contínua de um determinado herbicida com o mesmo modo de ação, resulta na seleção de indivíduos resistentes que, em relação ao número de descendentes, são preservados para a geração seguinte. Muitas evidências sugerem que o surgimento da resistência a um herbicida em uma população de plantas ocorre devido à seleção de biótipos resistentes já existentes que, devido à pressão seletiva exercida por aplicações repetidas do mesmo herbicida, encontram condições para se multiplicar (BETTS *et al.*, 1992)

A primeira ocorrência de casos relacionados à resistência a herbicidas no Brasil foi relatada em 1993 às espécies de plantas daninhas *Bidens pilosa* (picão-preto) e *Euphorbia heterophylla* (leiteiro), resistentes a herbicidas da enzima acetolactato-sintase (ALS) e *Urochloa plantaginea* (capim-marmelada) resistente a herbicidas inibidores da

enzima Acetil-CoA carboxilase (ACCCase) (VIDAL; FLECK, 1997; AGOSTINETTO; VARGAS, 2014). Segundo a Heap (2025), existem 58 biótipos de plantas daninhas com resistência no Brasil, especialmente nas culturas de soja, milho, algodão e trigo, das quais a família Amaranthaceae apresenta um número crescente em lavouras, evidenciando falhas de controle das espécies. Embora a prática do controle químico e os diferentes mecanismos de ação no controle de *Amaranthus* spp. sejam utilizados com maior frequência, é necessário a adoção de estratégias de manejo mais eficientes e diversificadas, como a rotação de culturas, a utilização de herbicidas com diferentes modos de ação e o desenvolvimento de cultivares resistentes (IKEDA, CAVALIERI *et al.*, 2015).

Dentre essas possibilidades de manejo, destaca-se a utilização de plantas de coberturas que podem exercer efeito biológico, no qual a matéria orgânica decomposta funciona como uma fonte de energia para os microrganismos; o efeito físico, onde a camada superior evita que a luz consiga atravessar até a superfície do solo e com isso, há diminuição da germinação das sementes fotoblásticas positivas (RICHARDSON *et al.*, 2008); e o efeito químico, onde as plantas liberam substâncias químicas que podem influenciar na germinação e no desenvolvimento de diferentes espécies de plantas daninhas. Além da supressão de plantas daninhas, existem benefícios relacionados ao solo com a utilização de plantas de cobertura, sendo eles a conservação, a melhoria da fertilidade, a manutenção da umidade, a diminuição da erosão e melhoria na estrutura do solo. Sendo assim, a utilização de uma variedade de plantas de cobertura com possíveis efeitos alelopáticos podem resultar na liberação de diversos aleloquímicos e consequentemente, maior biomassa que pode suprimir sinergicamente as plantas daninhas de forma eficiente e sustentável (MENNAN *et al.*, 2020).

O conceito de alelopátia é descrito na literatura como sendo a influência de um indivíduo, seja na forma benéfica ou maléfica sobre outro, com a intenção de inibir a ação de maléficos ao seu desenvolvimento, bem como estimular o crescimento ou desenvolvimento de outras plantas (HANS MOLISCH, 1937; RICE, 1984). Segundo Rizvi & Rizvi (1992), os aleloquímicos podem afetar diversas estruturas nas plantas, bem como as estruturas citológicas e ultra-estruturais, alterações quanto ao balanço hormonal, membranas e sua permeabilidade, a absorção de minerais, a movimentação dos estômatos, a síntese de proteínas, as atividades enzimáticas, relações hídricas e o material genético. A liberação dos aleloquímicos pode ocorrer através da volatilização das folhas, exsudação das raízes para o solo, lixiviação pela água da chuva ou orvalho e

mediante a decomposição dos resíduos das plantas (PITELLI, 1987; PEREIRA; SBRISSIA; SERRAT, 2008; NEIS; SILVA, 2013). Sendo assim, a alelopatia tem sido reconhecida como um importante mecanismo ecológico influenciando a dominância da vegetação, a sucessão de plantas, a vegetação clímax e a produtividade das culturas (CHOU, 1986; SMITH, 1989).

Algumas espécies da família Brassicaceae possuem potencial alelopático em outras espécies de plantas, sintetizando grandes quantidades de um metabólito secundário denominado de glucosinolato, pertencente ao grupo dos glicosídeos e são armazenados nos vacúolos celulares dos vegetais (NEVES, 2005). A partir da hidrólise do glucosinolato pela enzima mirosinase, são originados os compostos isotiocianatos, com propriedades antibióticas (CHOESIN; BOERNER, 1991) ENCONTRAR REF, além de tiocianatos, nitrilas e indóis, dos quais são conhecidos como potentes substâncias alelopáticas e como eficientes biocidas (NEVES, 2005). Dentre a família botânica das Brassicaceae, as espécies nabo-forrageiro (*Raphanus sativus*), canola (*Brassica napus*) e mostarda (*Brassica juncea*) possuem efeito alelopático comprovado em estudos realizados com extratos da parte aérea das folhas em diferentes concentrações (TOKURA; NOBREGA, 2006; MORAES, 2009). ENCONTRAR REF

Diante da necessidade de práticas agrícolas mais sustentáveis, este estudo teve como objetivo estudar o efeito alelopático de espécies de *Brassicaceae* sobre a germinação e o crescimento inicial de espécies do gênero *Amaranthus*.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 As espécies do gênero *Amaranthus* e sua importância agrônômica

O gênero *Amaranthus* é representado por plantas da família Amaranthaceae e tem sua origem na América Central e do Sul (CARVALHO; CHRISTOFFOLETI, 2007). Possuem uma rica variabilidade genética, no qual existem cerca de 10 espécies amplamente distribuídas em todo território brasileiro, algumas ocorrem com maior frequência, sendo elas: *Amaranthus deflexus* (caruru-rasteiro), *Amaranthus hybridus* var. *patulus* (caruru-roxo), *Amaranthus hybridus* var. *paniculatus* (caruru-branco), *Amaranthus lividus* (caruru-folha-de-cuia), *Amaranthus retroflexus* (caruru-gigante), *Amaranthus spinosus* (caruru-de-espinho) e *Amaranthus viridis* (caruru-de-mancha) (KISSMANN; GROTH, 1999; INOUE *et al.*, 2015). No Brasil, essas espécies são

conhecidas popularmente como caruru, bredo ou amaranto e são classificadas como plantas alimentícias não convencionais (PANC), onde se utiliza as folhas, flores e as sementes (KINUPP; LORENZI, 2014).

Essas espécies têm se tornado um grande problema devido à alta competitividade em áreas agrícolas por todo o país. De acordo com Kissmann e Groth (1999), essas plantas daninhas possuem a via de fixação de carbono C<sub>4</sub>, o que lhes permite tolerar a seca graças à sua elevada capacidade de adaptação osmótica, garantindo que continuem fotossinteticamente ativas em condições de seca prolongada (LIU; STÜTZEL, 2002). São encontrados em plantações olerícolas, cultivos anuais e perenes, áreas sob pecuária e, principalmente em cultivos como o de algodão, amendoim, feijão e milho. Essas plantas reduzem o desenvolvimento, o rendimento e a qualidade de outras culturas, prejudicando assim o processo de colheita, uma vez que são infestadas e não controladas (ROWLAND *et al.*, 1999). Além disso, as espécies de *Amaranthus* são hospedeiras intermediárias de nematoides (GAZZIERO *et al.*, 2015).

Possuem uma grande variedade morfológica entre as espécies do gênero, apresentando características vegetais muito interessantes como, por exemplo, a ampla adaptação climática no qual a espécie *A. deflexus* se desenvolve bem em solos férteis com preferência a lugares sombreados e úmidos, enquanto a espécie *A. viridis* tem seu desenvolvimento em solos já trabalhados do que em solos mais úmidos (GAZZIERO *et al.*, 2015). Em geral são plantas anuais, apresentam um caule ereto, cilíndrico e muito ramificado; variavelmente pigmentada em sua coloração e sua raiz é do tipo pivotante (KISSMANN; GROTH, 1999).

Devido a sua habilidade competitiva, o gênero *Amaranthus* apresenta diversas adaptações que contribuem para seu estabelecimento em áreas de cultivo agrícola. O gênero destaca-se por sua rusticidade e adaptabilidade a diversas condições edafoclimáticas, incluindo regiões com altas temperaturas e baixa precipitação. A espécie também apresenta tolerância a solos salinos e/ou com presença de alumínio. (ERASMO *et al.*, 2004). Outra adaptação é relacionada a fotoblastia neutra, ou seja, a luz não influencia a germinação de suas sementes. Essa característica permite que as sementes germinem em diversas condições ambientais, aumentando a probabilidade de estabelecimento da planta (CARVALHO; CHRISTOFFOLETI, 2007). O gênero também apresenta como característica específica o metabolismo fotossintético com via de fixação de carbono do tipo C<sub>4</sub>, o que proporciona maior eficiência na produção de carboidratos quando comparadas com culturas tipicamente C<sub>3</sub> como a soja, feijão e

algodão; sendo assim, apresenta rápido crescimento inicial, alto desenvolvimento de área foliar e o acúmulo de massa seca (GUO; AL-KHATIB, 2003; HORAK; LOUGHIN, 2000).

Essas espécies apresentam alta produção de sementes, onde uma única planta por m<sup>2</sup> pode produzir até 600 mil sementes e podem permanecer viáveis no solo por até 5 anos, germinando principalmente na camada superficial (0-5 cm) e em temperaturas elevadas (35-49°C para *A. retroflexus*) o que garante elevada densidade e longevidade do banco de sementes, uma vez que existe certa dificuldade em identificar as diferentes espécie em campo, especialmente em estádios iniciais de desenvolvimento, quando a aplicação de herbicidas é mais eficaz (KISSMANN; GROTH, 1999; NETTO *et al.*, 2016).

A identificação precisa das espécies de *Amaranthus* é um grande desafio devido à grande similaridade morfológica (Figura 1), especialmente nas primeiras fases de desenvolvimento. Autores como Kissmann e Groth (1999), Lorenzi (2000) e Gazziero e Adegas (2016) ENCONTRAR REF oferecem chaves de identificação e descrições detalhadas das espécies, auxiliando na correta classificação e permitindo um manejo mais eficiente dessas plantas daninhas.



**Figura 1.** *A. deflexus* (A), *A. hybridus* var. *paniculatus* (B) e *A. viridis* (C) (Fonte: KINUPP; LORENZI, 2014).

Em geral, as plântulas de *Amaranthus* apresentam folhas cotiledonares pecioladas de coloração verde ou vermelho-violácea principalmente na face inferior da folha e no caule. Quando adultas, essas espécies possuem um crescimento herbáceo, sendo o caule ramificado e podem apresentar pilosidade. Sua germinação é rápida, ocorrendo em média três dias após a sementeira, seguida de floração cerca de 43 dias após a emergência (COSTA; SANTOS, 2009). Algumas das espécies de *Amaranthus*

como o *A. deflexus* se desenvolvem de forma rasteira, enquanto o *A. hybridus* pode atingir alturas superiores a 2 metros. As raízes são bem desenvolvidas em profundidade e apresentam coloração rosada. Já na inflorescência, as flores são aglomeradas em panículas terminais eretas ou pendentes, sendo um conjunto de flores chamado glomérulo, podendo ocorrer nas axilas das folhas em junção ao caule (SPEHAR, 1998; SPEHAR; CABEZAS, 2001).

*A. deflexus* (Figura 1a) possui de 30-50 cm de comprimento e 30-40 cm de altura. Também apresenta características morfológicas distintivas nas primeiras fases de desenvolvimento, onde as plântulas possuem hipocótilo e epicótilo pouco desenvolvidos, fazendo com que as folhas permaneçam próximas à superfície do solo, formando uma roseta basal. Sua ramificação é intensa desde a base, sendo os ramos em geral decumbentes. As folhas são simples, alternas com pecíolo longo e apresenta a coloração verde ou verde acinzentada. Apresenta coloração avermelhada a rosada em sua raiz do tipo pivotante, enquanto suas sementes são lenticelares sendo o tegumento do tipo crustáceo com a superfície lisa e brilhante, inicialmente com tonalidade castanho-avermelhada, as estruturas gradualmente escurece, adquirindo coloração vermelho-arroxeadada intensa na maturidade (KISSMANN; GROTH, 1999; LORENZI, 2000).

*A. hybridus* var. *paniculatus* (Figura 1b) possui de 40-100 cm de altura, podendo atingir mais de três metros de altura, são encontradas em praticamente em todos os estados do Brasil, em solos com alta fertilidade, apresenta um caule ereto com ramificação ascendente nos dois terços superiores. Sua coloração varia entre verde, avermelhada ou púrpura; com espessura de até três cm. Possui folhas simples alternadas, porém abundante na parte superior da planta. A raiz é bem desenvolvida e possui cor avermelhada acompanhando o resto da planta quando apresenta a mesma coloração. Sua inflorescência é formada por espigas cilíndricas e densas (KISSMANN; GROTH, 1999; LORENZI, 2000).

*A. viridis* (Figura 1c) é uma planta muito ramificada e ereta com cerca de 40-100 cm de altura. Tem como característica diferencial uma mancha violácea no centro das folhas, acinzentada em plantas novas ou castanho-avermelhada na parte mediana do limbo foliar. O caule é do tipo glabro de cor verde e ou de pigmentação avermelhada. As folhas são simples e alternas, com pecíolos que podem chegar até seis cm de comprimento nas folhas maiores. A inflorescência é formada por espigas densas a

semelhança de panícula, com coloração verde-pálida e pode ocorrer a pigmentação avermelhada (KISSMANN; GROTH, 1999; LORENZI, 2000).

Existem algumas particularidades (Tabela 1) marcantes que diferem entre as espécies e devem ser utilizadas para a identificação correta e, posteriormente, para o manejo eficiente. Dentre as espécies do gênero, o *A. palmeri* é a única espécie dioica, isto é, são plantas onde os sexos se encontram separados em indivíduos diferentes, havendo indivíduos masculinos e indivíduos femininos.

**Tabela 1.** Diferenças características entre as espécies de *Amaranthus* (Fonte: Inoue *et al.*, 2015)

Espécie	Particularidades
<i>A. deflexus</i>	Muito similar ao <i>A. lividus</i> , com diferença no ápice das folhas
<i>A. hybridus</i>	Diferencia-se pelas tépalas, que são lanceoladas com ápice agudo
<i>A. lividus</i>	Possui reentrância na nervura central
<i>A. palmeri</i>	Diferencia-se pelo comprimento do pecíolo e tufo de espinhos
<i>A. retroflexus</i>	Apresenta tépalas espatuladas com ápice arredondado, presença de ápico e raízes avermelhadas
<i>A. spinosus</i>	Apresenta espinhos duplos nas axilas e são singulares
<i>A. viridis</i>	Possui manchas irregulares em tons claros

O controle efetivo dessas plantas daninhas exige a aplicação de herbicidas com diferentes modos de ação e, em alguns casos, com efeito residual prolongado no solo, a fim de prevenir novas infestações (GALON *et al.*, 2017; VIECELLI *et al.*, 2021). Diante da necessidade do manejo adequado, o uso de herbicidas se torna uma ferramenta rentável e eficiente para controlar plantas daninhas, visto que, a produção agrícola demanda de grande área explorada e escassez de mão de obra. Desde a década de 70, os principais herbicidas utilizados para o controle de *Amaranthus* eram metribuzim, alacloro, trifluralina, pendimetalina e metolacoloro, enquanto na década seguinte era utilizado a associação entre imazaquim + trifluralina (BIANCHI, 2016). Alguns estudos demonstraram que as espécies de *Amaranthus* respondem de formas diferentes quanto ao controle químico proporcionado pelos herbicidas na utilização em pré e pós-emergência como por exemplo, utilizando-se bentazona, clorimurrom, lactofen e fomesafen (SWEAT *et al.*, 1998; CARVALHO *et al.*, 2006).

Entretanto, o método de controle químico tem apresentando algumas desvantagens como elevado impacto ambiental e contaminação da água, risco de intoxicação humana e a seleção de biótipos resistentes a herbicidas, possibilidade de fitotoxidez às culturas de interesse, perdas de produtividade, além de comprometer a qualidade da colheita (RADOSEVICH *et al.*, 1997).

De acordo com HEAP (2024), existem biótipos que apresentam resistência múltipla a inibidores da ALS e Fotossistema II como é o caso das espécies de *A. retroflexus* e *A. viridis*, enquanto a resistência ao glifosato é encontrada nas espécies de *A. hybridus* var. *paniculatus* e *A. palmeri*, tornando-se ineficaz a aplicação na pós-emergência. Além disso, as plantas apresentam plasticidade fenotípica ocasionando a hibridação entre indivíduos da mesma espécie ou entre espécies diferentes. Existem relatos que mostram a formação de híbridos viáveis e com genes de resistência a herbicidas (GAINES *et al.*, 2011; NANDULA *et al.*, 2014). A resistência a herbicidas presente em *A. hybridus* var. *paniculatus* pode ser transferida para outras espécies através do cruzamento entre as espécies, dificultando o controle e aumentando a diversidade genética de plantas daninhas resistentes

O gênero *Amaranthus* vem mostrando um aumento de casos de resistência nos últimos anos (Tabela 2), gerando grande preocupação quanto ao uso do manejo químico (HEAP, 2023). Nesse sentido, devido às características similares das espécies do gênero *Amaranthus*, a aplicação de herbicidas pré-emergentes com efeito residual pode aumentar a frequência de indivíduos resistentes em uma população (CHRISTOFFOLETI; LÓPEZ-OVEJERO, 2003).

**Tabela 2.** Espécies de *Amaranthus* com resistência a herbicidas no Brasil (Fonte: HEAP, 2023).

Ano	Espécies	Mecanismo de Ação	Ingrediente Ativo	Cultura
2011	<i>A. retroflexus</i> <i>A. viridis</i>	ALS, PSII	Atrazina, Prometrina, Trifloxysulfuron-sódico	Algodão
2012	<i>A. retroflexus</i>	ALS	Piritiobaque-sódico, Trifloxysulfuron-sódico	Algodão
2014	<i>A. retroflexus</i>	PO	Fomesafeno	Algodão, Soja
2015	<i>A. palmeri</i>	ECFS	Glifosato	Algodão
2016	<i>A. palmeri</i>	ALS, ECFS	Imazetapir, Clorimuron-etílico Cloransulam-metílico, Glifosato	Milho, Algodão, Soja
2018	<i>A. hybridus</i>	ALS, ECFS	Clorimuron-etílico, Glifosato	Soja

Legenda: ALS= Acetolactato Sintase, PSII= Fotossistema II, PO= Protoporfirinogênio Oxidase, ECFS= Enolpiruvil Chiquimato Fosfato Sintase.

Outro fator a ser considerado problema dessas plantas é a disseminação de sementes por meio do empréstimo de maquinário agrícola sem a devida limpeza, além da possibilidade de dispersão por aves migratórias. Estudos na Argentina indicam a presença de espécies de *Amaranthus* resistentes a herbicidas há pelo menos 20 anos (LARRAN *et al.*, 2018), o que sugere a necessidade de investigar essa rota de introdução no Brasil. A ocorrência de *A. palmeri* no Mato Grosso, proveniente de colheitadeiras vindas da Argentina, demonstra a importância de implementar medidas de controle mais rigorosas, como a higienização de máquinas e equipamentos, a fim de evitar a introdução e a disseminação dessas plantas daninhas em novas áreas. Além disso, a fiscalização e o monitoramento constantes são essenciais para detectar e controlar focos de infestação de forma rápida e eficiente (GAZZIERO, 2017).

A dependência de um único método de controle de plantas daninhas não oferece uma solução eficiente na produção agrícola. A diversificação de culturas, tanto no inverno quanto no verão, combinada com a implantação de plantas de cobertura e a manutenção da palhada, são práticas que contribuem para reduzir a pressão de seleção

sobre as plantas daninhas e dificultam o desenvolvimento de biótipos resistentes. Estudos de campo demonstram que a palhada pode reduzir em até 60% a emergência de plantas de caruru, já estudos com plantas de cobertura no inverno nos Estados Unidos e no Uruguai apontam resultados promissores para auxiliar no manejo das espécies (LOUX *et al.*, 2017). O manejo integrado propõe a combinação estratégica de diversas técnicas, considerando aspectos agronômicos, econômicos e ambientais, visando otimizar o controle das plantas daninhas, reduzir custos, minimizar o impacto ambiental e promover a sustentabilidade dos sistemas de produção (VOLL *et al.*, 2005).

## 2.2 Alelopatia como alternativa sustentável no controle de plantas daninhas

O manejo integrado de plantas daninhas (MIPD) surge como uma abordagem que visa à redução de herbicidas na agricultura, sobretudo, minimizar os efeitos negativos causados por plantas daninhas, além de partir do princípio da sustentabilidade (FONTES; GONÇALVES, 2009; SWANTON *et al.*, 2008). Dentre os diversos mecanismos envolvendo o MIPD, o fenômeno natural da alelopatia ganha força em pesquisas científicas, uma vez que, se torna uma aliada no controle de plantas daninhas, além de promover a redução do uso de herbicidas (SOLTYS, 2013; JABRAN, 2015).

A influência de plantas sobre o crescimento e desenvolvimento de outras espécies já era observada na antiguidade. Teofrasto (300 a.C.) notou o efeito inibidor do grão-de-bico (*Cicer arietinum*) em plantas daninhas, enquanto Plínio (1 d. C.) observou o efeito negativo de resíduos de feno-grego (*Trigonella foenum-graecum*) e cevada (*Hordeum vulgare*) no solo (WILLIS, 2004). Em pesquisas recentes, observou-se que a braquiária e o girassol podem interagir de forma benéfica em alguns sistemas de cultivo. Essa associação promove tanto o crescimento mútuo das duas culturas quanto o desenvolvimento positivo de outras plantas, como a alface (OLIVEIRA, 2014). Esse fenômeno, chamado de alelopatia, refere-se à interferência negativa ou positiva no metabolismo e desenvolvimento de outras plantas por meio de compostos químicos liberados no ambiente.

Segundo Rizvi & Rizvi (1992), o termo alelopatia foi ressaltado por Molisch em 1937 e seu significado vem do grego *allelon*= de um para outro, *pathós*= sofrer. O conceito descreve a capacidade das plantas em ambientes naturais e agrícolas de produzirem substâncias químicas por meio de metabólitos secundários denominadas de aleloquímicos e quando liberadas no ambiente, podem prejudicar ou favorecer a

germinação e o desenvolvimento de outros indivíduos. Entretanto, em 1996 foi ampliado o conceito de alelopatia pela Sociedade Internacional de Alelopatia (SIA) como: “qualquer processo envolvendo metabólitos secundários produzidos por plantas, algas, bactérias e fungos que influenciam no crescimento e desenvolvimento de sistemas biológicos e agrícolas” (OLIVEROS-BASTIDAS *et al.*, 2009).

A interferências de plantas daninhas sobre o desenvolvimento de outras plantas pode ser classificada como indireta, através da transformação química e biológica de substâncias no solo e pela atividade de microrganismos (FERREIRA; BORGHETTI, 2004). Essas interações entre planta-ambiente são consequência da liberação de aleloquímicos de plantas doadoras e tem efeito nocivo sobre a planta receptora. Esse mecanismo é considerado um efeito de defesa que foi adquirido ao longo do processo evolutivo e pela influência as plantas vizinhas (CHOU, 1986).

As substâncias denominadas de aleloquímicos são sintetizadas pelo metabolismo secundário das plantas e funcionam como um mecanismo de defesa ou quando sofrem algum tipo de estresse. Essas substâncias são encontradas em todos os órgãos das plantas (folhas, caules, raízes, sementes, rizomas e flores) e até no pólen, em diferentes concentrações com maior predominância nas folhas e nas raízes e são associadas às funções relacionadas à sobrevivência e/ou atração de polinizadores (ALBUQUERQUE *et al.*, 2011). De acordo com Einhellig e Leather (1988), cerca de 40.000 compostos foram reconhecidos com potencial alelopático em plantas e cerca de 3% foram identificados com atividade bioherbicida, como por exemplo, a noz preta (*Juglans regia* L.), eucalipto (*Eucalyptus* spp.) e a árvore do céu (*Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle). Os aleloquímicos são sintetizados pelas organelas celulares e armazenados em estruturas especializadas como os vacúolos ou na parede celular, tendo como finalidade proteger os processos metabólitos da planta de seus efeitos tóxicos (REIGOSA *et al.*, 2013). A produção dessas substâncias pode ser modificada em resposta a condições de estresse relacionadas a fatores abióticos como a temperatura, radiação, água, nutrientes e fatores bióticos como pragas e doenças, induzindo ao aumento ou diminuição da proporção dos aleloquímicos (BETTAIEB *et al.*, 2009).

Na literatura é apontado que os efeitos alelopáticos mais comuns estão relacionados ao crescimento vegetal, no qual os aleloquímicos interferem na divisão celular, síntese orgânica, interações hormonais, absorção de nutrientes, inibição da síntese de proteínas, mudanças no metabolismo lipídico, abertura de estômatos, assimilação de CO<sup>2</sup> e na fotossíntese, inibindo o transporte de elétrons e reduzindo o

conteúdo de clorofila na planta (REZENDE *et al.*, 2003; REIGOSA *et al.*, 2006). Para Vasconcelos *et al.* (2012), os principais sintomas dos efeitos alelopáticos são inibição da germinação, falta de vigor vegetativo, clorose das folhas, deformação das raízes e a morte da planta.

Em condições de campo, os efeitos negativos sobre a germinação levam a desuniformidade das plântulas, uma vez que os aleloquímicos podem proporcionar estresse oxidativo, transformando espécies reativas em oxigênio, como o  $H_2O_2$ , atuando de forma direta ou como sinalizadora nos processos de degradação celular, causando danos nos processos fisiológicos e alterando o desenvolvimento inicial das plântulas (ALMEIDA *et al.*, 2008).

O modo de ação dos aleloquímicos é dividido entre a ação direta, onde os aleloquímicos ligam-se diretamente as membranas das plantas receptoras e ou penetra na célula interferindo em vários aspectos do metabolismo e sobre o desenvolvimento das plantas, bem como a inibição da germinação e crescimento; enquanto na forma indireta incluem-se alterações nas propriedades do solo, condições nutricionais e das alterações de populações ou atividades dos microrganismos (FERREIRA; AQUILA, 2000; FRITZ *et al.*, 2007). Contudo, os aleloquímicos apresentam grande instabilidade no ambiente, no qual são rapidamente decompostas após sua liberação no meio, sendo difícil a quantificação desses compostos (RICE, 1984).

As substâncias alelopáticas são liberadas pelas plantas através de seus tecidos vegetais por meio da volatilização, lixiviação, exsudação radicular e através da decomposição de partes das plantas (Figura 2).



**Figura 2.** Diagrama dos mecanismos de liberação dos aleloquímicos (Fonte: O Autor).

Os mecanismos de liberação dos aleloquímicos podem vir por meio da volatilização, descrito como um processo comum em plantas aromáticas no qual os aleloquímicos são liberados na forma de gás e são difíceis de detecção, identificação e quantificação. Nesse caso, as substâncias alelopáticas se mantêm no tecido das plantas mesmo depois de mortas e são liberados por volatilização ou lixiviação através das folhas, flores, caules e raízes, podendo ser absorvidos por outras plantas (SOUZA-FILHO; ALVES, 2002; TEIXEIRA *et al.*, 2004). Em regiões áridas e semi-áridas tem se destacado com maior frequência o efeito provocado pela volatilização, uma vez que plantas ricas nestes compostos podem liberá-los sucessivamente e o processo sobressai em condições de alta temperatura (ALMEIDA, 1988). Neste grupo encontram-se o gás carbônico, amônia, etileno e os terpenoides (SILVA, 2009).

Enquanto no mecanismo de lixiviação, através da ação da chuva, orvalho e neblina, a lixiviação remove as substâncias químicas da parte aérea das plantas e são arrastadas para o solo. Ao atingir a concentração necessária, pode influenciar no desenvolvimento de microrganismos e de plantas que nele se encontram (SOUZA FILHO; ALVES, 2002). Dentre os compostos mais lixiviados, podemos encontrar concentrações de ácidos orgânicos, açúcares, aminoácidos, substâncias pécticas, ácido giberélico, terpenoides, os alcaloides e os compostos fenólicos (PUTNAM, 1987).

Já nos exsudatos radiculares, as substâncias são sintetizadas pelas raízes das plantas e transformadas em aleloquímicos pela ação de microrganismos e organismos que vivem no solo. Entretanto, existe certa dificuldade em associar as substâncias

encontradas no solo e distinguir se as mesmas são provenientes diretamente das raízes ou produzidas pela ação dos microrganismos quando decompõem os resíduos orgânicos, nos quais se desprendem das raízes (ALMEIDA, 1990). Além disso, substância alelopáticas de diferentes coberturas vegetais que estão relacionadas à diferenciação entre a capacidade de redução e a seleção de espécie não se dá somente pelo tipo de aleloquímico presente em sua maior quantidade e sim pelo volume de material vegetal depositado (ERASMO, 2004).

Por meio do processo de decomposição de partes das plantas, ocorre a liberação dos aleloquímicos através do processo de lixiviação, pelo rompimento de tecidos ou de células, sendo em alguns casos, os metabólitos decorrentes da decomposição são considerados mais tóxicos do que o produto original (RICE, 1984; ALMEIDA, 1988).

Para Soltys *et al.* (2013), existe uma quinta forma de liberação dos aleloquímicos no qual há uma interação entre as raízes e os microrganismos, esse mecanismo ocorre quando há liberação dos exsudados radiculares pelo doador e é ativado por microrganismos ou por condições ambientais (pH, umidade, luminosidade, temperatura, oxigênio, etc.) atingindo a planta alvo. Nesse sentido, o composto químico liberado pela planta pode também estimular um microrganismo na liberação desses aleloquímicos.

De acordo com Whittaker e Feeny (1971), a estrutura dos aleloquímicos são enquadrados em cinco grupos: ácido cinâmico, flavonóides, terpenóides, esteróides e alcalóides. Entretanto, para Taiz e Zeiger (2017), os metabólicos secundários são divididos em três grupos principais: terpenos, compostos fenólicos e compostos nitrogenados.

Os terpenos ou terpenóides constituem a maior classe entre os metabólitos secundários com aproximadamente 24 mil compostos e a maioria das substâncias é insolúvel em água. São formados pela fusão de unidades isoprênicas de cinco carbonos (C5) e são classificados de acordo com número de unidades C5 que apresentam (BUCHANAN *et al.*, 2015). São sintetizados a partir de acetil-CoA ou de seus intermediários glicolíticos. Enquanto os compostos fenólicos apresentam uma hidroxila (-OH) ligada diretamente a um grupo hidrocarboneto aromática, por constituírem um grupo quimicamente heterogêneo com aproximadamente 10 mil compostos, essa classe se torna uma das mais importantes e comuns no ecossistema (LI *et al.*, 2010). Amplamente distribuídos em plantas vasculares, os alcaloides possuem nitrogênio em um ou mais anéis heterocíclicos de carbono e por isso é considerado um grupo

quimicamente diversificado. Quanto a sua origem, é formado a partir de poucos aminoácidos comuns, principalmente a lisina, tirosina e triptofano, no qual os esqueletos de carbono são derivados da rota de terpenos (BUCHANAN *et al.*, 2015; DEBNATH *et al.*, 2018).

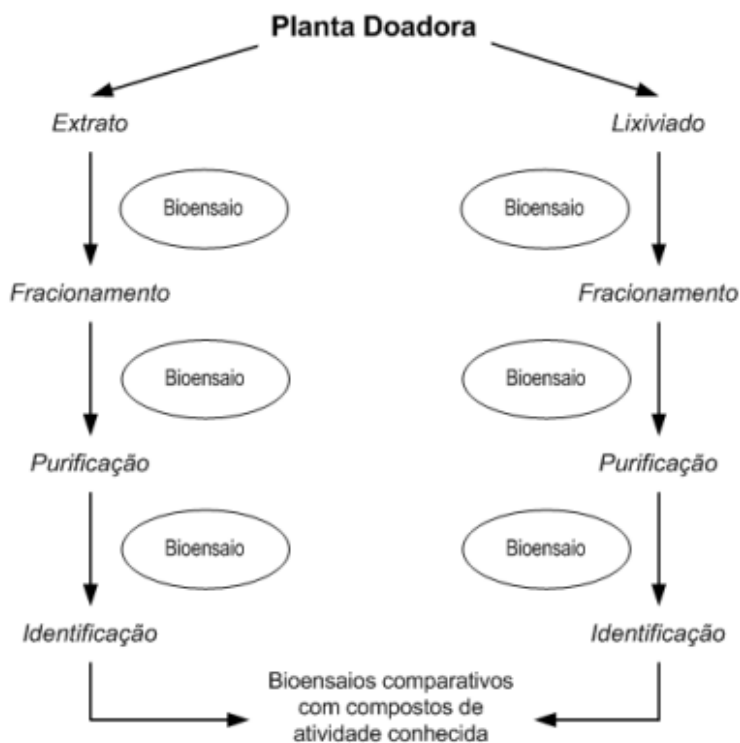
Alguns autores relatam que muitos compostos ocorrem na forma de glicosídeos e possuem toxicidade quando combinados com açúcares, tornando-se inócuas dentro da planta. Os glicosídeos são encontrados em solução nos vacúolos das células e assim, permanecem separados das funções protoplasmáticas. Para Putnam (1988), existe grande diversidade química dos aleloquímicos, que variam desde hidrocarbonetos como o etileno, até compostos mais complexos como os policíclicos com peso molecular elevado. Rice (1984) classificou os aleloquímicos em 14 categorias de acordo com suas semelhanças químicas, sendo elas os ácidos orgânicos solúveis em água, alcoóis de cadeia linear, aldeídos alifáticos e cetonas; lactonas insaturadas simples; ácidos graxos de cadeia longa e poliacetilenos; benzoquinona, antraquinona e quinonas complexas; fenóis simples, ácido benzóico e seus derivados; ácido cinâmico e seus derivados; cumarina; flavonóides; taninos; terpenóides e esteróides; aminoácidos e peptídeos; alcalóides e cianidrinias; sulfureto e glucosinolatos; e purinas e nucleosídeos. Além desses aleloquímicos, existem os reguladores de crescimento vegetal como o ácido salicílico, ácido giberélico e etileno.

Apesar de na maioria das vezes as substâncias alelopáticas agirem na inibição da germinação e no crescimento das espécies alvo, alguns trabalhos demonstraram que tais compostos podem atuar de forma positiva como, por exemplo, promotoras de crescimento quando presentes em menores concentrações. Um estudo feito por Ghayal *et al.* (2007) no qual usaram extratos de folhas de *Cassia uniflora* L., a mesma estimulou a germinação e o crescimento inicial de sementes de mostarda e rabanete nas concentrações de 2,5% e 5%. A utilização de extrato de *Cymbopogon citratus*, que comprovadamente aumenta a taxa e o vigor de germinação de sementes de *Cordia goeldiana*. O óleo essencial de eucalipto também impulsiona o crescimento vegetativo em mudas da própria espécie. Já o extrato aquoso de *Coleus barbatus* B. favorece o desenvolvimento da parte aérea de mudas de alface, enquanto na cebola o mesmo efeito positivo se observa na germinação.

Através da utilização de bioensaios relacionado à germinação e o desenvolvimento de plantas, é possível testar a ação dos aleloquímicos por meio de testes com diferentes doses de extratos vegetais e ensaios específicos de dose-resposta,

para se chegar aos experimentos com compostos fracionados, desvendando assim as estruturas moleculares das substâncias químicas envolvidas (MAIRESSE, 2005). Nesse sentido, é possível utilizar diferentes espécies de plantas no manejo e no controle de plantas daninhas utilizando-se a técnica de extrato aquoso, capaz de isolar o efeito alelopático de outras interferências como, por exemplo, a temperatura, a disponibilidade de água e o fotoperíodo (GATTI *et al.* 2004; RIZZARDI *et al.*, 2007). A extração dos aleloquímicos é realizada quando há a trituração de partes vegetais das plantas, no qual são colocadas em contato com algum extrato orgânico como por exemplo álcool, acetona, éter, clorofórmio, além da utilização da água após filtragem dos extratos (INDERJIT; DAKSHINI, 1995).

A técnica do bioensaio é uma ferramenta necessária para determinar o potencial alelopático de uma determinada planta ou de um conjunto de substâncias de acordo com as etapas de isolamento, fracionamento e identificação dos compostos bioativos (Figura 3). É necessário que em cada bioensaio, os tratamentos sejam comparados com os tratamento-controle e com curvas de dose-resposta relacionadas ao padrão de atividade conhecida (LEATHER; EINHELLIG, 1986). Ainda, para que uma interação seja considerada alelopática, é necessário: 1) demonstrar a ocorrência de interferência entre plantas e quantificando seus efeitos; 2) identificar e caracterizar os compostos alelopáticos; 3) reproduzir os sintomas em condições controladas, utilizando os compostos isolados; e 4) comprovar a liberação e a biodisponibilidade dos aleloquímicos no ambiente (BARRALES-CUREÑO *et al.*, 2022).



**Figura 3.** Esquema de utilização de bioensaio para fracionamento, purificação e identificação de aleloquímicos (Fonte: Adaptado por Leather; Einhellig, 1986).

Dentre os bioensaios utilizados para testar a atividade dos aleloquímicos, o método de inibição da germinação de sementes é a mais empregada. Este bioensaio é conduzido em placas de petri adicionando as sementes das espécies selecionadas e posteriormente, a solução dos extratos. Ainda neste estudo, é necessário um ambiente com fotoperíodo e temperatura adequadas para a germinação das espécies estudadas (INDERJIT; KEATING, 1999)

Técnicas analíticas como a cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) e a espectrometria de massa têm sido amplamente empregadas para a caracterização química desses compostos, permitindo um melhor entendimento dos mecanismos moleculares envolvidos na alelopatia (DEY; HARBONE, 1990; INDERJIT; DAKSHINI, 1995).

O crescente almejo em diminuir o uso de insumos químicos sintéticos na agricultura torna o uso da alelopatia uma ferramenta promissora em trazer melhorias no âmbito sustentável em sistemas de produção e em consequência, a conservação da vegetação natural, apresentando uma alternativa biológica com ação específica e menos prejudicial ao meio ambiente (TUR *et al.*, 2010). Diversas espécies vegetais

demonstram potencial alelopático para a produção de bioherbicidas, podendo oferecer uma abordagem sustentável para o manejo de plantas daninhas, como é o caso de espécies de *Brassicaceae*.

### 2.3 Família das Brassicaceae e seu potencial alelopático

A família das Brassicaceae, antigamente designada por Cruciferae, é descrita na literatura como um grupo de plantas hortofrutícolas e possui elevado número de espécies, variabilidade genética e diversidade botânica. Engloba cerca de 338 gêneros com destaque para o gênero *Brassica*, no qual possui 3.200 espécies e são cultivadas aproximadamente em 96 milhões de toneladas (Food and Agriculture Organization, 2020). A origem do gênero *Brassica* provém do cruzamento de duas espécies diploides *Brassica oleracea* e *Brassica rapa*, com a finalidade de diminuir o teor ácido erúico e glucosinolatos ( $\beta$ -tioglucosídeo-N- hidroxissulfatos) para a melhora da palatabilidade e digestibilidade (Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico, 2008).

Devido à variedade de espécies, possui grande interesse econômico e tem como principal espécie a *Brassica oleracea*, onde são incluídas diversas variedades de couve, tais como a couve-flor, couve-portuguesa, couve-galega, couve-repolho, couve-lombarda e brócolo (couve-brócolo), entre outras. As espécies desse gênero possuem atividade biológica associada à ação sinérgica entre os fitoquímicos de interesse bioativos presentes, nomeadamente compostos fenólicos, carotenoides e glucosinolatos (LIU, 2004).

Presentes em 16 famílias botânicas, com maior abundância em brócolis, couve, repolho e outros vegetais crucíferos, os glucosinolatos desempenham funções biológicas importantes, atuando como sistema de defesa contra herbívoros, além de possuir propriedades antioxidantes e potencial anticâncer (OVERBY *et al.*, 2014; VIG *et al.*, 2009). Durante o processo de defesa dessas plantas, os glucosinolatos são quebrados pela enzima mirosinase ( $\beta$ -tioglucosidase) e são convertidos em substâncias tóxicas, incluindo nitrilas, tiocianatos e isotiocianatos (ITCs), assim, o efeito tóxico das ITCs está relacionado aos seus produtos de degradação biologicamente ativos (BROWN; MORRA, 1997). A toxicidade dos isotiocianatos está relacionada à sua capacidade de atravessar as membranas celulares devido à sua natureza eletrofílica e lipofílica, permitindo que interajam com componentes celulares.

De acordo com Petersen *et al.* (2001), os isotiocianatos em baixas concentrações podem atrasar a germinação, mantendo as sementes viáveis para o desenvolvimento, contudo, quando relacionadas a concentrações altas, podem penetrar em grandes quantidades nas sementes reagindo irreversivelmente com enzimas, tornando-se inviáveis. Kojima e Ogawa (1971) evidenciaram que o isotiocianato atua como um inibidor do citocromo c, enzima crucial na cadeia respiratória, comprometendo assim a produção de ATP. Além disso, esses compostos podem afetar o transporte de elétrons, comprometendo a função celular, inativando proteínas (JACOB *et al.*, 2011).

Os restos das culturas maceradas no solo são usados como adubo verde no processo de biofumigação e estudos mostram que os glucosinolatos têm efeitos no desenvolvimento de doenças em solos supressivos, assim como no controle de bactérias, fungos, nematoides e, afetando a germinação e reduzindo o estabelecimento e crescimento de plantas daninhas (EMBRAPA, 2020). Ainda existem poucas pesquisas relacionadas ao potencial alelopático do repolho, entretanto, de acordo com Rezende *et al.* (2016) onde demonstram o potencial dessa espécie, seja no controle de plântula em cultivos orgânicos como a inibição de alguns processos fisiológicos iniciais das sementes de alface (*Lactuca sativa*).

A cultura da mostarda é reconhecida por possuir uma variedade de espécies do gênero *Brassica* como a *Brassica rapa*, *Brassica nigra*, *Brassica juncea*, incluindo espécies do gênero Sinapsi (FAHEY *et al.* 2001). As espécies desse gênero apresentam alta taxa de cruzamento interespecífico, no qual possui uma grande quantidade de variedades ou subespécies e, acabam sendo agrupadas e popularmente conhecidas como mostarda. Como na canola, a mostarda também apresenta em seus tecidos o glucosinolato, o grupo de glicosídeos ( $\beta$ -D-tioglicosídeo) portadores de enxofre em suas cadeias atuam na defesa dos tecidos das plantas portadoras (ZASADA; FERRIS, 2003). Biswar *et al.* (2014) investigaram o efeito alelopático das espécies *Brassica napus* e *Brassica juncea* no controle de plantas daninhas em trigo. Através de experimentos de campo e laboratório, verificaram que a incorporação total da biomassa de *Brassica* ao solo resultou na menor quantidade de matéria seca de plantas daninhas. Similarmente, Kunz *et al.* (2016) observaram que a mostarda branca (*Sinapis alba* L.), o nabo-forrageiro (*Raphanus sativus*) e a ervilhaca (*Vicia sativa* L.) suprimiram o crescimento de plantas daninhas em até 60% quando cultivadas em cobertura no solo.

A canola (*Brassica napus* L. var. *oleífera*), pertence à família das Brassicaceae é conhecida pelo melhoramento genético convencional de duas espécies de colza

(*Brassica oleracea* e *Brassica rapa*) a qual foi submetida a seleção de genótipos com menores teores de ácido erúico (menos de 2%) e glucosinolatos (menos de 30  $\mu\text{mol}$ ) por grama de matéria seca livre de óleo, que por sua vez, possuem toxicidade ao organismo (SANTOS *et al.*, 2001; LUZ, 2011; MENDONÇA *et al.*, 2016). Devido sua importância na produção de óleo, é a terceira oleaginosa mais produzida mundialmente, no qual sua produção é concentrada em países como a União Europeia, China, Índia e Canadá (NUNES, 2007). Segundo estudos realizados com a cultura da canola, a espécie produziu altas concentrações de glucosinolatos, inibindo a germinação e crescimento da radícula de alface e tomate, contudo sua incorporação ao solo como adubo verde reduziu a emergência e biomassa de plantas daninhas e da soja (*Glycine max* L.) (EBERLEIN *et al.*, 1998; OERLEMANS *et al.*, 2006). Rankrape *et al.* (2014) analisaram a habilidade competitiva da canola em convivência com a nabiça em diferentes proporções e foi possível observar que a nabiça obteve vantagem em relação a canola para as variáveis de massa seca da parte aérea e a diferença da produtividade relativa.

O nabo-forageiro (*Raphanus sativus*) é uma cultura que necessita para o bom desenvolvimento um solo que seja fértil, úmido e rico em matéria orgânica. Com isso, tem sido empregado como adubo verde de inverno devido à sua alta produção de biomassa (até 3000 kg/ha), rápido crescimento e pela capacidade de fixar nitrogênio, contribuindo para a fertilidade do solo (CRUSCIOL *et al.*, 2005). É muito utilizado em sistemas de cultivo conservacionistas nas regiões Sul, Centro-Oeste e no Estado de São Paulo (FILGUEIRA, 2003; CRUSCIOL *et al.* 2005). Devido a cultura apresentar germinação e emergência mais uniforme, essa característica garante densidade de plantas semelhantes em comparação a espécies de plantas daninhas típicas, proporcionando maior confiabilidade aos resultados apresentados por Fleck *et al.* e McDonald (2003) quando avaliaram a espécie e sua interferência sobre a soja.

Ainda, Silva *et al.* (2014), trabalhando com extratos de *Raphanus sativus* constatou o efeito alelopático sobre a alface e, devido à quantidade de fenóis e flavonoides, interferiu negativamente na germinação da mesma. Em pesquisas utilizando-se *Raphanus sativus* sobre a germinação de *Lactuca sativa* L. e *Solanum lycopersicon* L., foi possível observar que os extratos nas concentrações de 5% e 10% inibiram a porcentagem de germinação de sementes de alface, principalmente quando utilizado os extratos das folhas que chegaram a reduzir mais de 50% a germinação das sementes (WANDSCHEER; PASTORINI, 2008).

Tokura e Nóbrega (2002) por sua vez, testaram a influência de cobertura vegetal da canola e do nabo-forageiro sobre a germinação e desenvolvimento inicial da soja e comprovaram que ambas as espécies afetaram negativamente o comprimento radicular das plântulas de soja, bem como as médias de massa seca, contudo. Como verificado por Moraes *et al.* (2010), o controle de plantas daninhas com a utilização de cobertura vegetal é bastante eficiente, utilizando a palhada de nabo-forageiro (*Raphanus sativus*) e da canola (*Brassica napus* L. var. *oleifera*) sobre o solo, foi possível observar a redução do crescimento das plantas de picão-preto (*Bidens pilosa*).

No entanto, é necessário o desenvolvimento de testes em campo para comprovar a intensidade dos efeitos alelopáticos, pois no ambiente, os aleloquímicos podem ser alterados por microrganismos ou fatores do solo, transformando-se em compostos com propriedades químicas distintas que podem beneficiar ou prejudicar as plantas ao redor (CORSATO *et al.*, 2010, FERREIRA; BORGUETTI, 2004). Diante da necessidade de alternativas aos herbicidas sintéticos, cujo uso frequente impacta negativamente o ecossistema, a saúde humana e leva ao surgimento de espécies resistentes, os bioherbicidas surgem como uma solução promissora. Esses produtos não sintéticos utilizam aleloquímicos provenientes do metabolismo secundário de plantas, como o glucosinolato encontrado em espécies de *Brassicaceae* (MOUSAVI *et al.*, 2021).

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo geral**

Avaliou-se os efeitos alelopáticos das espécies de *Brassica juncea*, *Brassica napus* e *Raphanus sativus* na supressão de *Amaranthus deflexus*, *Amaranthus hybridus* var. *paniculatus*, *Amaranthus viridis* como uma alternativa ao uso de herbicidas sintéticos.

#### **3.2 Objetivos específicos**

- Avaliou-se o efeito das concentrações de 100, 50, 25 e 12% dos extratos aquosos das folhas secas obtidos da parte aérea das três espécies da família *Brassicaceae* sobre a

germinação e o desenvolvimento inicial de espécies de plantas daninhas do gênero *Amaranthus*.

- Identificou-se as classes de constituintes fitoquímicos com potencial alelopático presentes nos extratos aquosos da parte aérea das três espécies da família Brassicaceae.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 Local e Delineamento experimental

Os experimentos foram conduzidos em Casa de Vegetação e no Laboratório de Ecotoxicologia e Química Ambiental (LEQA) do Departamento de Recursos Naturais e Proteção Ambiental (DRNPA), ambos na Universidade Federal de São Carlos (UFSCAR) Centro de Ciências Agrárias (22°18'56" S, 47°23'20" O, 650m de altitude) no município de Araras, Estado de São Paulo, Brasil.

Foram realizados três experimentos para cada espécie de *Brassica* em delineamento inteiramente casualizado (DIC), em arranjo fatorial 5x3, sendo cinco concentrações (100%, 50%, 25%, 12% e 0 - como controle) do extrato da parte aérea de *Brassica juncea*, *Brassica napus oleífera* e *Raphanus sativus* e, três espécies de *Amaranthus* (*Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* var. *paniculatus* e *A. viridis*), com quatro repetições.

### 4.2 Coleta do material vegetativo e preparo dos extratos aquosos

As sementes de *Brassica juncea*, *Brassica napus* L. var. *oleífera* e *Raphanus sativus* foram obtidas da Isla Sementes via Mercado Livre e semeadas em casa de vegetação usando-se vasos de capacidade volumétrica de 5L. Foram semeadas 50 sementes para cada espécie de *Brassicacae* de acordo com as repetições e mantidas em casa de vegetação durante cinco meses.

Quando as plantas apresentaram o estágio fenológico (fase vegetativa) da parte aérea, foram coletadas as partes aéreas (folhas) e posteriormente, foram lavadas em água corrente e transferidas para a estufa de secagem a 60 °C durante 24 horas. Em seguida as plantas foram moídas em moinho e armazenadas em recipiente de vidro

hermeticamente fechado, no qual foram mantidas em local seco até sua utilização na próxima etapa do processo (CORREIA; CENTURION; ALVES, 2005 e RIBEIRO *et al.*, 2009).

Para a obtenção do extrato 100% bruto, foram utilizadas 200 g das folhas maceradas e pesadas em balança analítica das três espécies de *Brassica juncea*, *Brassica napus* L. var. *oleífera* e *Raphanus sativus*. Em seguida, as porções de cada Brassicaceae foram misturadas em uma proporção de 1:1, sendo 10% peso/volume, ou seja, 100g de planta seca para 1L de água destiladas. (DE CONTI; FRANCO, 2011).

Feito esse processo, as porções foram homogeneizadas em liquidificador por 5 minutos e mantidas em repouso em temperatura ambiente por 24 horas em garrafas de vidro âmbar. Posteriormente, passado às 24 horas, o extrato foi filtrado em filtro de pano armazenadas em frasco Kitasato usando uma bomba de vácuo acoplada a um funil de Büchner com papéis de filtro quantitativo. Por fim, os extratos foram armazenados em frascos de vidro âmbar e mantidos refrigerados por 24 horas até a utilização para a confecção dos extratos (YAMAGUSHI; GUSMAN; VESTENA, 2011).

Para a confecção dos extratos aquosos foi utilizado o extrato 100% de cada espécie das *Brassicacae* (extrato concentrado) diluído nas concentrações de 50% (50% de água destilada e 50% do extrato), 25% (75% de água destilada e 25% do extrato); 12% (88% de água destilada e 12% do extrato) e 0% (tratamento controle composto por água destilada).

#### **4.3 Características físico-químicas dos extratos aquosos**

A caracterização físico-química de extratos vegetais é fundamental em bioensaios, permitindo a análise precisa dos efeitos fisiológicos observados (SILVEIRA, 2010). A avaliação do pH e do potencial osmótico de extratos vegetais é importante, especialmente quando sua composição é desconhecida. Valores extremos de pH e potencial osmótico podem afetar o desenvolvimento de sementes e plântulas, mascarando o efeito alelopático (FERREIRA; AQUILA, 2000).

Cada extrato foi avaliado quanto ao potencial hidrogeniônico (pH), utilizando pHmetro digital (Modelo AK151, Marco Akso) em três amostras de 5 ml de cada extrato a 25 °C, utilizando-se água destilada com hidróxido de cálcio (Ca (OH)<sub>2</sub>) a 20% para testar a influência do pH (CORREIA; CENTURION; ALVES, 2005; SOUZA; ZAMPAR, 2016).

O controle osmótico de cada extrato de *Brassica* foi medido em osmômetro (Modelo 5500, Wescor) da UNESP de Jaboticabal em três amostras de 5 ml de cada extrato a 25 °C, em  $1 \mu\text{osm kg}^{-1}$  e convertidos para MPa empregando a fórmula  $-2,5 \times \text{mol/kg} / 1000 = \text{MPa}$  (RIBEIRO *et al.*, 2009).

#### 4.4 Bioensaio de germinação

Os testes de germinação das sementes seguiram o protocolo estabelecido pelas Normas de Análise de Sementes do Ministério da Agricultura do Brasil (BRASIL, 2009). As sementes de *Amaranthus deflexus*, *Amaranthus hybridus* e *Amaranthus viridis* foram previamente higienizadas para minimizar problemas posteriores de contaminação microbológica, no qual foram mergulhadas por 15 segundos em solução de hipoclorito 2% e água destilada, respectivamente.

Em seguida, foram distribuídas 50 sementes de cada espécie de *Amaranthus deflexus*, *A. hybridus* var. *paniculatus* e *A. viridis* em placas de petri com tamanho de 60x15 mm de diâmetro, esterilizadas em autoclave a 60°C e forradas com uma folha de papel filtro germitest. Foram adicionados 2 mL de cada extrato das *Brassicac*s (2,5 x o peso do papel filtro) em cada tratamento, enquanto no tratamento controle foi utilizada apenas água destilada. Para cada tratamento foram utilizadas quatro repetições, totalizando 180 unidades amostrais.

Após a aplicação dos extratos, as placas de petri foram mantidas em câmara de germinação BOD (Biochemical Oxygen Demand), regulada com temperatura constante de 25°C e fotoperíodo 12 horas (TOMM, 2003; BRASIL, 2009; CHANG, 1968; KING; KONDRÁ, 1986). Ao decorrer do experimento, caso necessário, foram acrescentadas 2 ml de água destilada para umedecimento das placas.

As avaliações foram realizadas durante 21 dias (a cada dois dias), sendo a primeira contagem de germinação realizada três dias após o início do experimento, conforme Brasil (2009) e, ao final desse período foi calculado a porcentagem de germinação (%G) correspondente ao número total de sementes germinadas que apresentavam a radícula na última avaliação.

Paralelamente, o índice de velocidade de germinação (IVG) foi calculado pela fórmula proposta por Nakagawa (1994) para quantificar a rapidez com que as sementes germinavam ao longo do período experimental.

$$IVG = N_1/D_1 + N_2/D_2 + \dots G_n/N_n$$

Onde:

IVG = índice de velocidade de germinação.

$G_1, G_2, \dots, G_n$  = número de sementes germinadas a cada dia

$N_1, N_2, \dots, N_n$  = número de dias decorridos da semeadura da primeira à última contagem.

Também foi realizado um teste de germinação com as três espécies daninhas utilizando concentrações de PEG-6000 calculadas com base na osmolalidade dos extratos, sendo elas: -0,1 MPa; -0,2 MPa; -0,4 MPa; -0,6 MPa; -0,8 MPa e controle (VILLELA *et al.*, 1991), empregando a mesma metodologia proposta no bioensaio acima. O principal motivo da utilização de PEG 6000 é a sua capacidade de criar diferentes potenciais osmóticos (tensão de água) na solução, sem causar efeitos tóxicos diretos nas sementes. Ao aumentar a concentração de PEG 6000, o potencial hídrico da solução diminui, dificultando a absorção de água pelas sementes e, conseqüentemente, simulando a seca (FERREIRA; BORGHETTI, 2004).

#### 4.5 Bioensaio de desenvolvimento inicial

De acordo com os procedimentos e concentrações determinadas no bioensaio de germinação, o presente experimento utilizou extratos aquosos preparados por meio de diluições com água destilada de mesmas proporções. Com o objetivo de comparar os efeitos dos extratos, foi incluído um grupo controle composto somente por água destilada (CASTILHO; FORTI; MONQUERO, 2022; DE CONTI; FRANCO, 2011; PIRES *et al.*, 2001).

As sementes das três espécies daninhas foram previamente higienizadas, sendo mergulhadas por 15 segundos em solução de hipoclorito a 2% e água destilada, respectivamente e colocadas para germinar a uma profundidade de 2 cm em recipiente plástico (8 x 13 x 5 cm), contendo 50 g de vermiculita, calculada em função das espécies semeadas e a capacidade de retenção da água (Regras para Análise de sementes; 2009, 2013). Antes da semeadura, a vermiculita foi umedecida na proporção de 1:2. A vermiculita é utilizada como substrato para propagação de plantas, possuindo alta capacidade de retenção de água, boa aeração e alto poder tampão (KÄMPF, 2000).

O uso da vermiculita foi utilizado para evitar a contaminação fúngica durante os testes, como visto anteriormente no bioensaio de germinação. Sendo assim, foram adicionados 100 mL de água destilada a cada recipiente e distribuídas 50 sementes de todas as plantas daninhas (OLIVEIRA; FERREIRA; BORGHETTI, 2004).

Os recipientes foram alocados em câmara de germinação BOD (Biochemical Oxygen Demand), regulada com temperatura constante de 25°C e fotoperíodo de 12 horas, conforme as Regras para Análise de Sementes (TOMM, 2003; BRASIL, 2009; CHANG, 1968; KING; KONDRA, 1986).

O experimento envolvendo os extratos seguiu quando as plântulas atingiram no mínimo dois mm de comprimento de protrusão radicular e apresentaram as estruturas fundamentais do embrião (VOLTARELLI; RIBEIRO; LIMA, 2012), no qual utilizou-se um borrifador com cinco mL de cada concentração dos extratos das *Brassicacae* em seus determinados recipientes, de acordo com cada tratamento.

Conforme apontado na metodologia proposta por Correia e Durigan (2004), foram avaliadas as plântulas aos 7, 14 e 21 dias após aplicação dos extratos, avaliando-se o comprimento do hipocótilo (CH) e o comprimento radicular (CR) de 5 plântulas escolhidas ao acaso, com a utilização de uma régua.

Após feitas as medidas biométricas, foram selecionadas 5 plântulas de cada espécie de *Amaranthus spp.* de acordo com cada repetição no qual foram pesadas, para avaliar-se a massa fresca (g). As plântulas foram lavadas em água destilada e posteriormente pesadas utilizando-se uma balança analítica (Modelo M214A, Bel Engineering) (DE CONTI; FRANCO, 2011; TUR; BORELLA; PASTORINI, 2010; BERNARDES *et al.*, 2015).

Para avaliar os sintomas de fitotoxicidade nas plântulas de *Amaranthus spp.*, utilizou-se a escala de notas do European Weed Research Council (EWRC), segundo a Tabela 3.

**Tabela 3.** Escala da European Weed Research Council (EWRC, 1964 ).

Nota	Descrição dos sintomas
1	Sem danos
2	Pequenas alterações visíveis em algumas plantas
3	Pequenas alterações visíveis em muitas plantas
4	Forte descoloração ou razoável deformação sem ocorrer necrose
5	Necrose de algumas folhas acompanhada de deformação em folhas e broto
6	Redução do porte das plantas, , encarquilhamento e necrose das folha
7	Mais de 90% das folhas destruídas
8	Danos extremamente graves, sobrando pequenas áreas verdes nas plantas
9	Morte das plântulas

#### 4.3.3 Análise fitoquímica

Com o objetivo de compreender os compostos bioativos presentes nos extratos das *Brassicas* e sua possível relação com os efeitos observados na germinação e desenvolvimento de plantas daninhas, foi conduzida uma análise fitoquímica dos extratos aquosos das três espécies de *Brassicas*.

Os procedimentos foram baseados em reações qualitativas de mudança de cor, formação de precipitados e nas propriedades físico-químicas dos constituintes presentes nas plantas (HARBORONE *et al.* 1999, MATOS 2009, SIMÕES *et al.*, 2016). Foram utilizados tubos de ensaio contendo 2ml de cada extrato bruto das três espécies de *Brassicas* (*Brassica juncea*, *Brassica napus* e *Raphanus sativus*), onde o conteúdo desses tubos foi submetido aos testes descritos na tabela 4.

**Tabela 4.** Triagem fitoquímica dos extratos brutos das *Brassicas*.

Classe avaliadora	Teste realizado	Observação
Açúcares redutores	2 ml extrato + 1 ml H <sup>2</sup> O + CuSO <sub>4</sub>	Precipitado vermelho-alaranjado
Alcalóides	2 ml extrato + Reagente Hager's	Precipitado amarelo
Antraquinonas	2 ml extrato + 2 ml C <sub>6</sub> H <sub>6</sub> + 5 ml NH <sub>4</sub> OH	Coloração rosa, violeta ou vermelha
Cumarinas	2 ml extrato + 3 ml NaOH + ultravioleta	Coloração amarela
Esteroides	2 ml extrato + 2 ml H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	Anel de coloração marrom
Flavonoide	2 ml extrato + Mg + 2 ml HCL	Coloração laranja ou vermelha
Fenóis	2 ml extrato + FeCl <sub>3</sub>	Coloração azul ou verde-azulada
Glicosídeo	2 ml extrato + FeCl <sub>3</sub> + 1 ml CH <sub>3</sub> COOH	Anel avermelhado acastanhado
Saponinas	2 ml extrato + 5 ml H <sub>2</sub> O + aquecimento	Formação de espuma
Taninos	2 ml extrato + 2 ml H <sub>2</sub> O + FeCl <sub>3</sub> (1%)	Coloração azul ou verde
Terpenos	2 ml extrato + 2 ml (CH <sub>3</sub> CO) <sub>2</sub> O + 2 ml H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	Coloração vermelha

#### 4.6 Análise estatística

Os dados obtidos para cada variável (%G, IVG e Fitotoxicidade) foram submetidos à análise de variância por meio do teste F e, quando diferenças significativas foram detectadas ( $p < 0,05$ ), curvas de regressão foram ajustadas para cada espécie. Os modelos não lineares foram selecionados com base em seu ajuste aos dados e ao fenômeno biológico subjacente e foram plotados usando o software SigmaPlot.

### 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 5.1 Análises físico-químicas dos extratos aquosos

##### 5.1.1 pH e osmolaridade

É importante realizar a verificação do pH devido a possibilidade de os extratos conter solutos como açúcares, aminoácidos e ácidos orgânicos que podem ocultar o efeito alelopático dos extratos por interferência do pH e serem osmoticamente ativos (FERREIRA; AQUILA, 2000).

Além disso, a germinação e o crescimento das plântulas são processos sensíveis às variações de pH. Roy (1986) observou que condições de pH muito ácido ou muito alcalino, fora da faixa entre 4 e 10, podem causar danos às sementes e às plantas recém-emergidas.

De acordo com a Embrapa (2016), um pH que oscila entre 5,5 a 6,8 para as principais espécies da família Brassicaceae, são considerados ótimos. Observa-se na Tabela 2 os valores de pH de cada extrato das *Brassicaceae*, variando entre 4,8 a 5,91; sendo a solução tampão com valor 6,87.

**Tabela 5.** Valores de pH e osmolaridade dos extratos de canola (*Brassica napus* L), mostarda (*Brassica juncea*) e nabo-forageiro (*Raphanus sativus*).

Extrato (%)	<i>Brassica napus</i>		<i>Brassica juncea</i>		<i>Raphanus sativus</i>	
	pH	Osmolaridade (mmol kg <sup>-1</sup> )	pH	Osmolaridade (mmol kg <sup>-1</sup> )	pH	Osmolaridade (mmol kg <sup>-1</sup> )
0	6,87	0	6,87	0	6,87	0
12	5,02	-0,04	5,78	-0,05	5,91	-0,05
25	4,95	-0,08	5,76	-0,03	5,72	-0,01
50	5,92	-0,01	5,73	-0,06	5,69	-0,02
100	4,89	-0,03	5,69	-0,02	5,67	-0,03

Ainda na Tabela 5 é possível observar os valores referentes ao teste do potencial osmótico. Segundo Gatti *et al.* (2004), soluções com potenciais osmóticos próximos a -0,2 MPa não interferem significativamente na germinação e no desenvolvimento das espécies estudadas. Os resultados da análise das soluções contendo polietilenoglicol (PEG 6000) variaram de -0,01 a -0,08 MPa.

## 5.2 Bioensaios de germinação

### 5.2.1 Bioensaio com PEG 6000

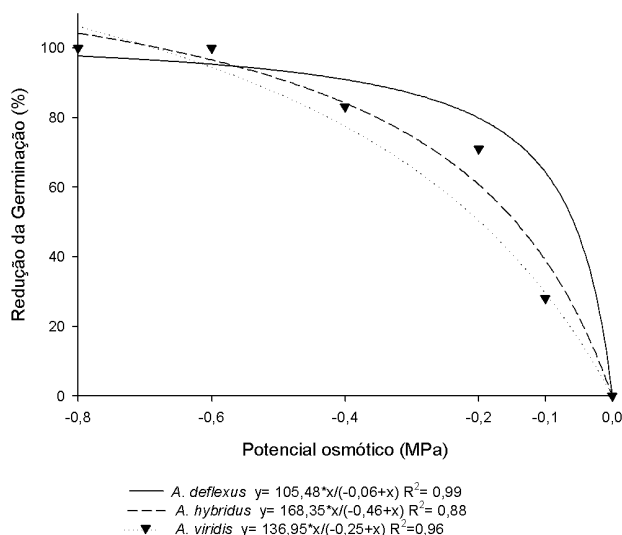
Para melhor compreender a influência do potencial osmótico e certificar-se de que os eventuais efeitos fitotóxicos não se restringem à pressão osmótica, o potencial osmótico de cada extrato foi avaliado individualmente, conforme apresentado na Tabela 6.

Como observado na Figura 4, o tratamento controle (0,0 MPa) não apresentou redução da germinação (%), sendo esses valores próximos de zero. Com o aumento da concentração de PEG-6000, observa-se que as espécies de *Amaranthus* respondem de forma diferencial. *Amaranthus deflexus* mostra-se mais sensível ao aumento da concentração de PEG-6000 ao apresentar redução da germinação entre 75-80% na menor concentração de PEG-6000 (-0,1MPa) em relação a *A. viridis* e *A. hybridus*, apresentando 35 e 40% de redução da germinação, respectivamente.

A redução da germinação mostra-se mais uniforme a partir de -0,4MPa ao apresentar valores acima de 80% de redução para as espécies *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis*. A concentração de PEG-6000 acima de -0,6MPa apresenta redução de 100% na germinação. Isso significa que uma concentração de PEG-6000 de -0,6MPa já apresenta eficácia na redução da germinação das três espécies estudadas no presente trabalho.

**Tabela 6.** Potenciais osmóticos (MPa) dos extratos avaliados.

Potenciais osmóticos (MPa) dos extratos				
Extratos	12	25	50	100
MPa	-0,02	-0,04	-0,06	-0,08



**Figura 4.** Redução da germinação de sementes de *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis* submetidas a cinco níveis de potencial osmótico em polietilenoglicol (PEG 6000).

Alguns trabalhos evidenciam que as espécies de *Amaranthus* são sensíveis aos níveis crescentes de PEG-6000 em sua germinação. *Amaranthus palmeri* apresentou declínio da taxa de germinação com o aumento da concentração de PEG-6000 (HAN *et al.*, 2022). Uma das espécies alvo do presente estudo, *A. deflexus* apresentaram redução da taxa de germinação a partir de -0,1MPa e de -0,3MPa (FONTES *et al.*, 2018).

Ao comparar os resultados das soluções osmóticas de PEG 6000, que variaram de -0,01 a -0,08 MPa com os potenciais osmóticos dos extratos das *Brassicac*s, observou-se que não houve interferência na germinação e no desenvolvimento das espécies estudadas. O potencial osmótico dos extratos das *Brassicac*s foram simulados com diferentes concentrações de PEG 6000 na intenção de se verificar uma possível influência do efeito osmótico nos resultados obtidos, o que poderia ser confundido com o efeito alelopático do extrato. No entanto essa hipótese foi descartada, pois para ambas as plantas testadas e em todos os extratos analisados a variação do efeito osmótico não afetou significativamente nenhum dos parâmetros analisados.

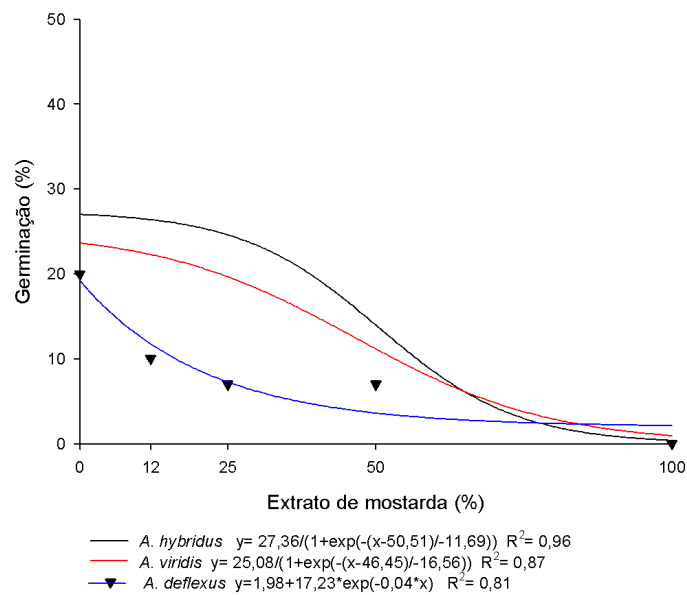
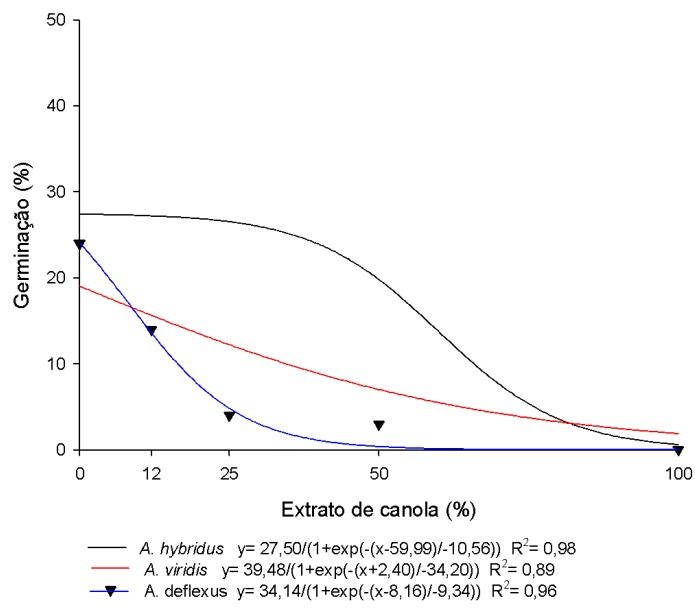
### 5.2.2 Bioensaio de Germinação

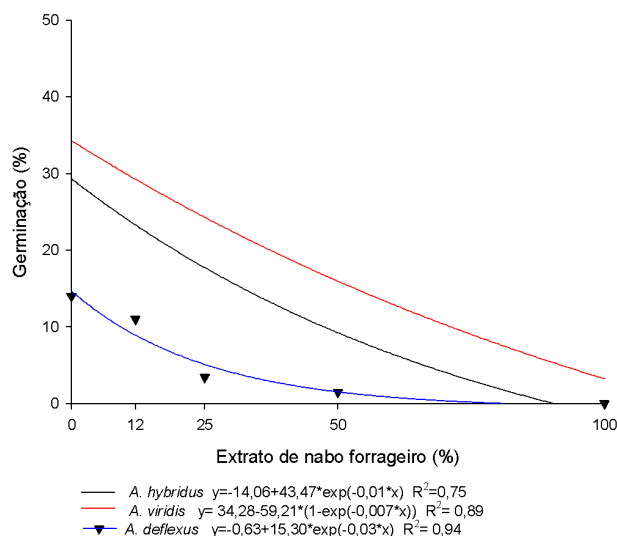
De acordo com Kato-Naguchi *et al.* (1994), a atividade biológica dos extratos vegetais é influenciada tanto pela quantidade de aleloquímicos presentes quanto pela capacidade de resposta das espécies expostas a essas substâncias. Os resultados referentes à porcentagem de germinação (%G) e ao índice de velocidade de germinação

(IVG) como demonstrados na Figuras 5, indicaram que houve interação entre as concentrações dos extratos (12, 25, 50 e 100%) das espécies de *Brassicacae* e as espécies daninhas do gênero *Amaranthus*, sendo a porcentagem de germinação reduzida exponencialmente, bem como um atraso na velocidade da germinação à medida em que se aumentava as concentrações dos extratos vegetais de canola, mostarda e nabo-forrageiro.

#### **5.2.2.1 Porcentagem de Germinação (%G)**

Ao analisar a porcentagem de germinação (Figura 5) dentro de cada concentração observou-se que os extratos aquosos das folhas de *B. juncea*, *B. napus* e *R. sativus* influenciaram negativamente na germinação das espécies daninhas testadas a partir da concentração de 12%. Dentre as concentrações utilizadas, as que apresentaram a melhor eficiência na supressão da germinação das sementes de *Amaranthus* spp. foram as de 50% e 100% dos extratos aquosos das espécies de *Brassicacae*.





**Figura 5.** Porcentagem de Germinação de *A. hybridus*, *A. deflexus* e *A. viridis* submetidos às concentrações (100, 50, 25, 12 e 0%) dos extratos aquosos da canola, mostarda e nabo-forrageiro.

Ainda observando a Figura 5, os resultados indicaram que a germinação das três espécies de *Amaranthus* varia entre 20% a 30% na concentração controle, enquanto na concentração de 100% do extrato inibiu completamente a germinação das espécies daninhas. A espécie *A. deflexus* apresenta uma redução de 50% na germinação com o extrato a 12%, indicando maior sensibilidade ao extrato de mostarda em comparação com *A. hybridus* e *A. viridis*, que exibem um padrão similar, com maior redução na germinação a partir da concentração de 50% do extrato.

De acordo com Al-Sherif (2013), estudando os efeitos alelopáticos de tecidos da mostarda-negra (*Brassica nigra*) em *Phalaris paradoxa* e *Sisymbrium irio*, observou-se a influência de compostos fenólicos e sua toxicidade nessas espécies, dados que estão de acordo com os achados do presente estudo com espécies de *Amaranthus*, no qual foi evidenciado a presença do mesmo composto.

Enfatiza-se que a germinação total das três espécies daninhas de *Amaranthus* demonstrou uma resposta dose-dependente, com inibição superior a 70% em todas as concentrações testadas dos extratos das *Brassicaceae*, sendo a ausência de germinação significativa indicando a falta de mecanismos de tolerância eficazes nas espécies daninhas testadas. No presente estudo, esse efeito se manifesta nas sementes através de respostas morfológicas e fisiológicas, que são manifestações secundárias de alterações celulares e moleculares (FERREIRA, AQUILA; 2000).

Os principais pontos de atuação dos aleloquímicos abrangem a divisão celular, a diminuição da produção de auxina e giberelina, a desregulação da síntese proteica, a perturbação da respiração mitocondrial, o bloqueio da absorção de íons, o prejuízo à síntese de ATP e a ativação de processos mediados por espécies reativas de oxigênio (FERREIRA, 2004).

Para os extratos da parte aérea da canola, a taxa de germinação também apresentou variação entre 20 a 30% no tratamento controle, onde houve um efeito inibitório mais intenso sobre a germinação das sementes de *A. deflexus* em comparação com as espécies daninhas *A. hybridus* e *A. viridis* (Figura 5). Ao longo das análises nas concentrações mais altas (50% e 100%) houve um maior efeito inibitório, apresentando 100% na inibição da germinação de *A. deflexus*, diferente da testemunha (água destilada) onde houve 25% de inibição da germinação. O percentual de germinação das sementes de *A. hybridus* apresentou um leve declínio a partir da concentração de 25% sendo mais acentuado na concentração acima de 50% e, posteriormente, completa inibição da germinação na concentração mais alta (100%). Entretanto, para *A. viridis* a porcentagem de germinação de sementes foi completamente inibida a partir da concentração de 50%.

O potencial alelopático da canola tem sido amplamente documentado em estudos com extratos aquosos, demonstrando sua capacidade de inibir o crescimento de outras plantas. Os compostos fenólicos, como o ácido sinápico e a sinapina (ZUKALOVA, 1999), presentes na canola, desempenham um papel importante na interação entre plantas, podendo influenciar a germinação, o crescimento e a fisiologia de outras espécies (COLPAS *et al.*, 2003; LEU *et al.*, 2002).

Esses resultados sugerem que a ação alelopática promovida pela canola é influenciada por diversos fatores como a concentração dos compostos alelopáticos e o órgão vegetal de onde o extrato é obtido. No entanto, há uma lacuna no conhecimento sobre a expressão da alelopatia da canola em condições de campo, especialmente em sistemas de produção como a sucessão canola-soja, onde a interação entre as culturas pode ser complexa e influenciada por diversos fatores (CASTRO *et al.*, 1983; TREZZI, 2002; WU *et al.*, 1999).

Como observado nas análises referentes aos extratos de nabo-forrageiro, a porcentagem de germinação foi reduzida de modo inversamente proporcional ao aumento da concentração do extrato (Figura 5).

Para *A. deflexus* a taxa de germinação não chegou nem a 20% para o tratamento controle, seguido de 10% de germinação na concentração seguinte (12%), indicando mais uma vez a alta sensibilidade da espécie em contato com os extratos de *Brassicas* quando houve o aumento das concentrações. Contudo, para *A. viridis* a taxa de germinação no grupo controle foi alta, apresentando cerca de 34%, seguido de 29% para *A. hybridus*. Os resultados desta análise confirmam os achados de Moraes *et al.* (2012), que demonstraram o efeito inibitório do extrato aquoso da parte aérea do nabo-forrageiro sobre a germinação de sementes de picão-preto (*Bidens pilosa*). Já em outro estudo revelou que o extrato da parte aérea do nabo-forrageiro inibiu significativamente a germinação de sementes de picão-preto e corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*). A concentração de 100% do extrato inibiu completamente a germinação do picão-preto, enquanto a corda-de-viola, embora mais tolerante, apresentou reduções de 51% na germinação e de 60% no índice de velocidade de germinação (KUPSKE, 2015).

Na Figura 6 é possível observar que a concentração de 50% dos extratos das *Brassicas* demonstrou uma alta inibição da germinação das sementes, evidenciando que a alelopatia, ou seja, o efeito inibitório de uma planta sobre outra, é diretamente proporcional à concentração do composto no meio. Há uma relação dose-dependente entre a germinação das espécies daninhas e os extratos das *Brassicas*, uma vez que, o aumento da concentração do extrato causa uma redução significativa na germinação inicial das sementes, possivelmente devido à maior quantidade de aleloquímicos na solução. Essa redução na germinação das sementes daninhas é provavelmente decorrente da ação de compostos alelopáticos presentes nas *Brassicas*, os quais, de acordo com Félix *et al.* (2007), podem interferir no desenvolvimento do sistema radicular, comprometendo a germinação e o estabelecimento dessas plantas.

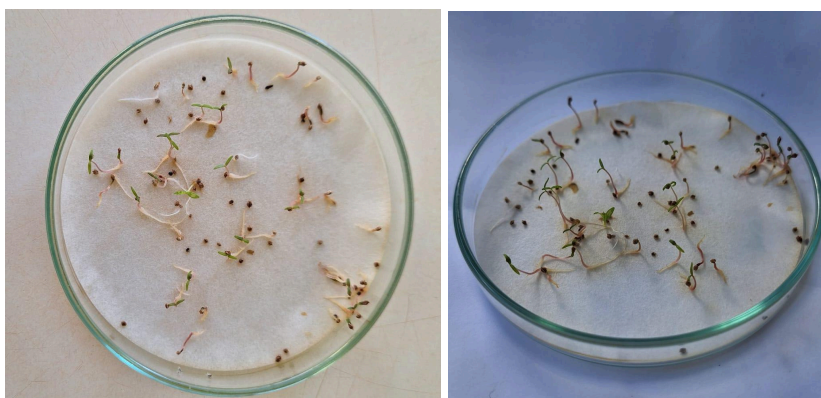
Sementes de espécies menores como é o caso de *Amaranthus* spp. demonstram maior sensibilidade aos aleloquímicos em comparação a espécies de sementes maiores. Essa diferença se deve, em parte, à menor reserva nutricional das sementes pequenas, que limita a capacidade de sustentar a respiração das plântulas durante períodos de estresse induzido por déficits de carbono. Conseqüentemente, essas espécies sofrem reduções desproporcionais no crescimento inicial.



**Figura 6.** Sementes de *A. deflexus* submetida a dosagem de 50% do extrato de mostarda.

A porcentagem de germinação é um parâmetro comumente utilizado em estudos de alelopatia, principalmente por ser uma variável de fácil obtenção. Contudo, mesmo sabendo que a alelopatia é caracterizada pela inibição da germinação, é importante ressaltar que os aleloquímicos também possuem ação estimulatória no desenvolvimento de outras plantas, possivelmente induzindo a produção de hormônios vegetais que regulam o crescimento e a divisão celular (POVH *et al.*, 2007).

Na concentração de 12%, os extratos de mostarda estimularam o desenvolvimento de plântulas de *A. deflexus* (Figura 7). Auxinas, por exemplo, estimulam o crescimento em doses baixas, mas tornam-se tóxicas em doses elevadas. O ácido diclorofenoxiacético (2,4-D), uma auxina sintética, é amplamente utilizado na agricultura como herbicida para controlar plantas espontâneas (SONG, 2014). Rice (1984) afirma que o efeito dos aleloquímicos no ambiente está relacionado com a sua concentração. Quando há baixa disponibilidade desses compostos, em vez de ocorrer um efeito inibitório, pode haver a promoção do crescimento e desenvolvimento inicial de plântulas. Isso explicaria o fato de ter ocorrido uma promoção do desenvolvimento inicial de sementes de *A. deflexus* na concentração mais baixa (12%) dos extratos.



**Figura 7.** Efeito estimulatório sobre *A. deflexus* quando utilizado o extrato de mostarda na concentração de 12%.

A redução na germinação das espécies de *Amaranthus* expostas aos extratos de *Brassicacae* pode estar associada à liberação de isotiocianatos e tiocianatos, compostos ricos em enxofre provenientes da degradação de glucosinolatos presentes nos vacúolos celulares dessas plantas (PETERSEN *et al.*, 2001; MOREIRA, 2023). Conforme demonstrado por Lucchessi e Oliveira (1988) em seu estudo comprova-se o efeito inibitório da couve sobre a germinação de sementes de tomate, resultado esse que corrobora os achados de Peters *et al.* (1982), que observaram efeito similar em bioensaio de germinação com a utilização da canola. Esses compostos, como demonstrado por Norsworthy (2003), Haramoto e Gallandt (2004), suprimem a germinação de sementes daninhas e reduzem o crescimento e desenvolvimento das plantas já estabelecidas, oferecendo um controle natural e eficaz das daninhas.

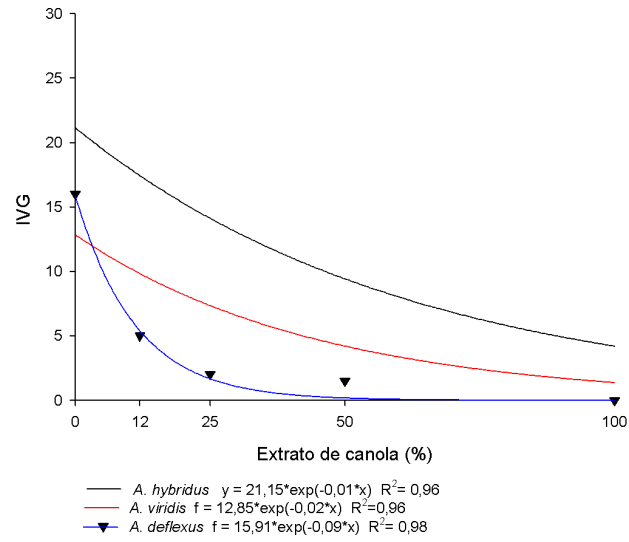
A absorção de substâncias alelopáticas presentes nos extratos aquosos, concomitante à água durante a germinação, pode interferir nos processos celulares, comprometendo a germinação das sementes, conforme relatado por Gonzalez *et al.* (2002) e corroborado pelos resultados obtidos neste trabalho.

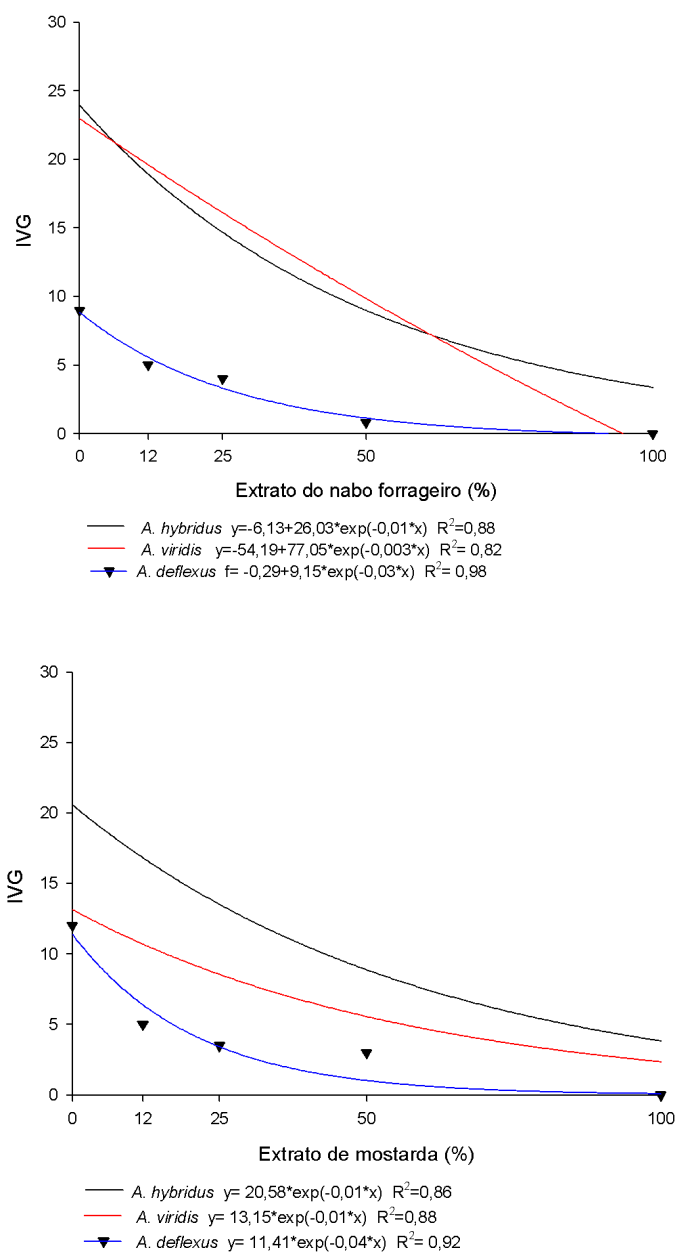
### 5.1.3 Índice de Velocidade de Germinação (IVG)

Os dados relacionados ao índice de velocidade de germinação (IVG) demonstram que a presença dos extratos das *Brassicacae* comprometeu significativamente a velocidade de germinação das sementes de *Amaranthus*, sendo este efeito observado em ambas as espécies e nas diferentes concentrações testadas (Figura 8). A redução do IVG é um indicativo de que a alelopatia está interferindo no alongamento e na divisão celular, prolongando o tempo de germinação. De acordo com Hoagland e Williams (2004), esse efeito pode ser atribuído à ativação de mecanismos de defesa celular, que visam neutralizar os compostos alelopáticos, mas, ao mesmo tempo, retardam o processo germinativo, podendo contribuir para reduções significativas no desenvolvimento da plântula.

As espécies de *Amaranthus* apresentaram diferentes IGVs quando tratadas com os extratos da mostarda (Figura X). Por exemplo, *A. deflexus* apresentou uma maior redução para esse índice, principalmente a partir da menor concentração (12%) se comparada com as outras espécies de *Amaranthus*. Com o extrato de mostarda a 50%, *A. deflexus* apresenta 100% de redução da IGV. Essa espécie mostra-se a mais sensível

ao extrato de mostarda por apresentar redução de 100% do IVG na concentração de 100% do extrato de mostarda.





**Figura 8.** Índice de Velocidade de Germinação de *A. hybridus*, *A. deflexus* e *A. viridis* submetidos às concentrações (100, 50, 25, 12 e 0%) dos extratos aquosos da canola, mostarda e nabo-forrageiro.

A análise dos dados das três espécies daninhas tratadas com extratos de canola (Figura X) revelou diferentes sensibilidades no IVG. *A. hybridus* mostrou-se resistente, com IVG lento mesmo em altas concentrações, enquanto *A. viridis* e *A. deflexus* foram sensíveis, com redução acentuada no IVG com o aumento das concentrações. Pires e Oliveira (2001) destacam que as variações no tempo e na velocidade média de germinação das sementes, observadas neste estudo, podem ser atribuídas a alterações

nas funções fisiológicas das plantas, como fotossíntese, respiração e absorção de íons, que impactam diretamente o desenvolvimento vegetal.

Na concentração de 25%, houve um forte efeito alelopático sobre a espécie daninha *A. deflexus*, sendo as concentrações mais elevadas (50% e 100%) resultaram em mortalidade das plântulas. A capacidade alelopática dos extratos de canola é reforçada pela redução do IVG em sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*), conforme observado por Rigon *et al.* (2010).

O IVG das espécies testadas foi afetado negativamente, indicando que os extratos de nabo-forrageiro atrasaram o processo germinativo das espécies de *Amaranthus* (Figura X). Para as sementes de *A. deflexus* houve uma redução mais significativa no IVG em virtude ao aumento das concentrações dos extratos, expressando redução mais elevada de 100% nas sementes submetidas à concentração mais alta (100%). A redução acentuada do IVG no manejo de plantas daninhas beneficia o estabelecimento inicial da cultura de interesse, pois evita a competição por nutrientes caso haja atraso na germinação das plantas daninhas.

Assim como observado por Moraes *et al.* (2012), o extrato da parte aérea do nabo-forrageiro mostrou-se eficaz na inibição da germinação de sementes de picão-preto, reduzindo em 68% o IVG, o que reforça a hipótese de que compostos alelopáticos presentes nessa planta podem ser utilizados como estratégia de controle de plantas daninhas.

A redução no IVG pode ser atribuída à ação alelopática de isotiocianatos e tiocianatos, provenientes da degradação de glucosinolatos nas espécies de *Brassicacae*. Esses compostos interferem nos processos fisiológicos de germinação, retardando-a ou inibindo-a completamente, dependendo da concentração, conforme relatado por Petersen *et al.* (2001). Os resultados deste trabalho também corroboram com os de Medeiros, Lucchesi (1993) e Wandsheer, Pastorini (2008), que observaram maior atividade alelopática de diferentes extratos nas maiores concentrações, levando à morte de sementes durante a fase de germinação.

A baixa taxa de germinação das sementes de *Amaranthus* spp. no tratamento controle, observada durante o período de avaliação do experimento, pode ser explicada pela capacidade de dispersão temporal, uma característica comum em plantas daninhas (BARBOSA *et al.*, 2018). Lousada *et al.* (2012) sugerem que as variações na porcentagem de germinação e no índice de velocidade de germinação podem indicar a

presença de compostos com ação específica, influenciada pelas características das espécies.

Segundo Rizzardi *et al.* (2008), ao comparar os resultados da germinação, observa-se que o índice de velocidade de germinação proporciona uma melhor avaliação da resposta das plântulas aos tratamentos com extratos das *Brassicac*s. Isso ocorre porque esse índice é mais sensível aos efeitos alelopáticos, uma vez que considera todo o processo de germinação e emergência, e não apenas a contagem final da germinação.

### 5.2.3 Triagem fitoquímica dos extratos

A análise fitoquímica dos extratos aquosos da parte aérea de *Brassica juncea*, *Brassica napus* e *Raphanus sativus* revelou a presença de sete classes de compostos químicos (Tabela 7).

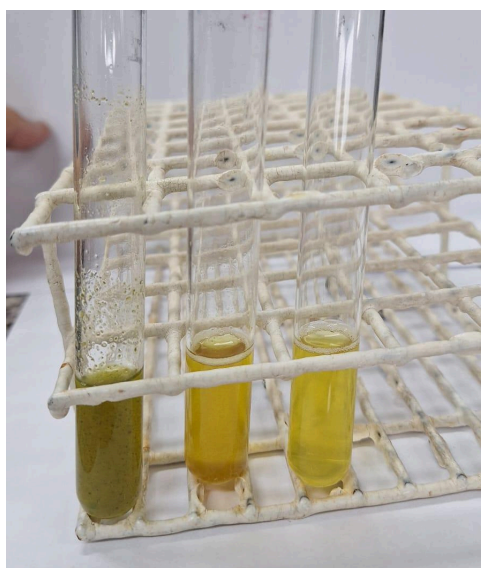
**Tabela 7.** Classe de metabólitos secundários identificados nos extratos aquosos obtidos da parte aérea das espécies de *Brassicac*s.

Compostos	Resultados
Açúcar redutor	-
Alcaloide	-
Antraquinona	-
Cumarina	+
Esteroides	+
Flavonoide	+
Fenol	+
Glicosídeo	+
Oxalato	-
Saponina	-
Tanino	+
Terpeno	+

+ (Presente); - (Ausente).

## Cumarina

Após a adição das soluções, formou-se uma coloração amarela, indicando a presença de cumarinas (Figura 9). As cumarinas inibem a atividade de diversas enzimas, regulando processos metabólicos essenciais como a respiração e a síntese de hormônios; além de bloquear a mitose e reduzir a entrada de água nas plantas (MURRAY *et al.*, 1982). O potencial alelopático das cumarinas na alface é evidenciado pela inibição da germinação, do alongamento radicular e do alongamento caulinar, conforme indicado em alguns estudos (TAKEMURA *et al.*, 2013). Conforme Araniti *et al.* (2015), as cumarinas podem ser sintetizadas e/ou modificadas em laboratório, resultando em novos análogos estruturais com alto potencial fitotóxico.



**Figura 9.** Presença de cumarina indicado pela formação de coloração amarela.

## Esteróide

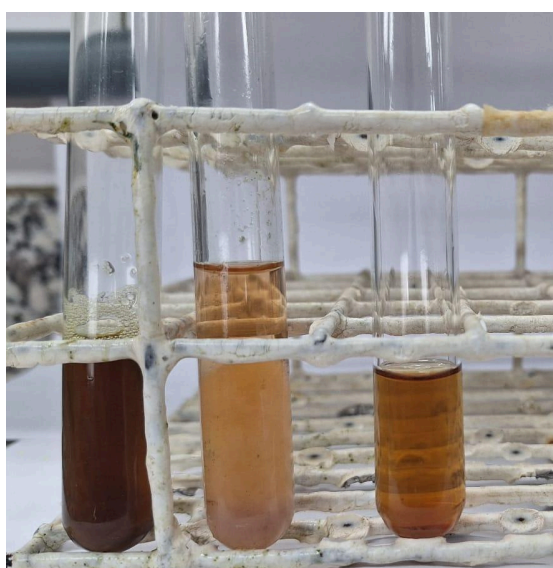
Foi constatado a presença de esteroide nos três extratos das *Brassicaceae*, através da formação de um anel com coloração marrom (Figura 10). Os esteroides induzem o crescimento e a diferenciação celular ao se ligarem a receptores proteicos localizados na membrana plasmática (WANG *et al.*, 2011). Os Brassinosteróides são substâncias esteroides que foram inicialmente observadas na década de 1960 em plantas da família botânica Brassicaceae, especificamente em extrato de mostarda (*Brassica napus*) (COLL, 2006). Esses hormônios esteroides possuem rápida difusão celular, induzem respostas metabólicas ágeis (produção de proteínas/enzimas, sinergia hormonal) e afetam o alongamento celular (sinergia com auxinas), resistência a estresses, biossíntese de etileno e crescimento/desenvolvimento vegetal (FAGAN *et al.*, 2015).



**Figura 10.** Presença de esteroide indicado pela formação de um anel com coloração marrom.

### Flavonoide

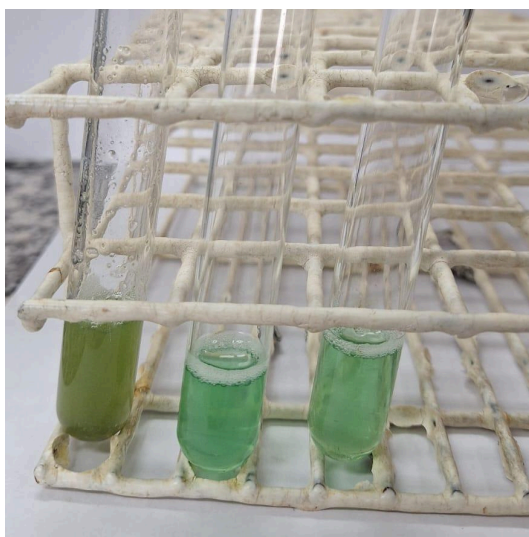
Nesse teste foi possível identificar a presença de flavonoide nos extratos, caracterizado pela alteração de coloração para a formação da tonalidade avermelhada (Figura 11). Os flavonoides são capazes de inibir a germinação e o crescimento de plantas e influenciam no transporte de auxinas, um hormônio regulador de crescimento (RICE, 1984). Estudos demonstram que compostos nematicidas, como alcaloides, terpenos e flavonoides, estão presentes em diversas espécies de Brassicaceae, como a mostarda (*Brassica juncea*) e o rabanete (*Raphanus sativus*) (FERRAZ *et al.*, 2010).



**Figura 11.** Presença de flavonoide caracterizado pela formação de tonalidade avermelhada.

## Fenol

Para fenóis (Figura 12), os testes foram considerados positivos através da formação da coloração verde. A presença de ácidos fenólicos leva a um aumento na atividade de enzimas oxidativas, que, por sua vez, causam danos às membranas celulares, alterando sua permeabilidade. Além disso, os ácidos fenólicos induzem a produção de lignina, um composto que endurece as paredes celulares, dificultando o alongamento das raízes e, conseqüentemente, inibindo seu crescimento (BUBNA *et al*, 2011; OLIVEIRA *et at.*, 2011).



**Figura 12.** Presença de fenol indicado pela formação da coloração verde.

## Glicosídeo

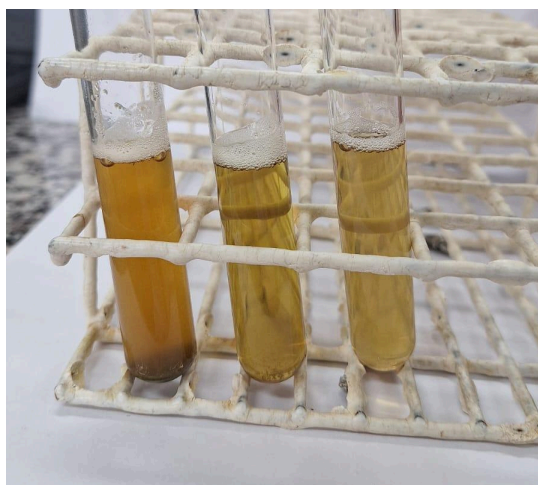
Também foi observado a formação de um anel avermelhado acastanhado, indicando a presença de glicosídeos nas espécies de *Brassicac*s (Figura 13). Os glicosídeos cianogênicos liberam ácido cianídrico (HCN), um gás tóxico de ação rápida que inibe metaloproteínas. Essa substância atua como defesa natural contra herbívora, inibindo a alimentação de insetos e outros animais que se alimentam de plantas (TAIZ; ZEIGER, 2017). Conforme Oleszek *et al.* (1992), os glicosídeos inibem o crescimento de diversas espécies daninhas bem como a germinação, onde os autores retratam tal efeito na espécie *Amaranthus retroflexus*.



**Figura 13.** Presença de glicosídeo através da formação de anel avermelhado acastanhado.

### **Tanino**

A análise fitoquímica dos extratos obtidos das folhas de *Brassicac*s permitiu identificar a presença de taninos condensados (Figura 14). Essa identificação foi possível através do teste de redução de  $\text{Fe}^{3+}$ , no qual a formação de um complexo colorido esverdeado indica a capacidade dos compostos fenólicos presentes nos extratos de doar elétrons e reduzir o íon férrico a ferroso. Essa propriedade redutora é característica dos taninos e está diretamente relacionada ao seu potencial antioxidante (SINGLETON *et al.*, 1999).



**Figura 14.** Presença de tanino através da formação da coloração esverdeada.

### **Terpeno**

Também foi observado a presença de terpenos (Figura 15), um composto volátil bastante encontrado em plantas que atua na defesa contra patógenos e herbivoria, atrai polinizadores, além de possuir efeitos inibitórios na germinação de outras plantas (EBRAHIMI *et al.*, 2008; YANG *et al.*, 2013). As saponinas, um tipo de terpeno policíclico, podem interagir com as membranas celulares das plantas, afetando o processo de fotossíntese (WEIR *et al.*, 2004).



**Figura 15.** Presença de terpeno através da coloração vermelha.

### 5.3 Bioensaio de desenvolvimento inicial

Embora a germinação seja um dos processos mais sensíveis à alelopatia, outros parâmetros fisiológicos das plântulas também podem ser afetados, como por exemplo a massa seca da raiz e da parte aérea, bem como o comprimento das plântulas e das radículas, que são parâmetros utilizados para avaliar o efeito alelopático sobre o crescimento (JACOBI; FERREIRA, 1991; INDERJIT; DAKSHINI, 1995; PRATLEY *et al.*, 1999).

Não houve diferenças estatísticas entre as concentrações dos extratos de canola (Tabela 8), mostarda (Tabela 9) e nabo-forrageiro (Tabela 10) em relação às variáveis comprimento do hipocótilo (CH) e comprimento da raiz (CR) das espécies daninhas *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis*. Foi observado que o efeito inibitório provocado pelas espécies de *Brassicaceae* sobre a germinação das espécies de *Amaranthus* tende a ser mais sensível quando comparados aos efeitos provocados sobre as raízes e o hipocótilo.

**Tabela 8.** Comprimento do Hipocótilo (CH) e comprimento da raiz (CR) de *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis* submetidos aos extratos de *Brassica napus*.

Extrato	<i>A. deflexus</i>		<i>A. hybridus</i>		<i>A. viridis</i>		
	(%)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)
0		4,43a	1,23a	3,04a	1,50a	3,36a	1,08a
12		4,06a	1,38a	2,64a	1,38a	3,20a	0,95a
25		3,36a	1,28a	2,81a	1,25a	3,31a	1,08a
50		3,28a	1,80a	2,69a	1,28a	2,83a	1,00a
100		3,25a	1,28a	3,20a	0,98a	2,86a	0,78a
CV (%)		3,67a	1,39a	2,88b	1,27b	3,11b	0,98b

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 9.** Comprimento do Hipocótilo (CH) e Comprimento da Raiz (CR) de *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis* submetidos aos extratos de *Brassica juncea*.

Extrato	<i>A. deflexus</i>		<i>A. hybridus</i>		<i>A. viridis</i>		
	(%)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)
0		4,88a	1,0a	2,53a	0,18a	2,30a	0,20a
12		4,65a	0,93a	1,75a	0,70a	2,35a	0,40a
25		4,25a	0,88a	2,43a	0	2,88a	0,50a
50		3,80a	1,18a	2,23a	0,35a	2,35a	0,28a
100		4,03a	0,75a	2,08a	0,10a	0	0
CV (%)		4,32a	0,95a	2,20b	0,27b	2,47b	0,28b

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

**Tabela 10.** Comprimento do Hipocótilo (CH) e Comprimento da Raiz (CR) de *A. deflexus*, *A. hybridus* e *A. viridis* submetidos aos extratos de *Raphanus sativus*.

Extrato	<i>A. deflexus</i>		<i>A. hybridus</i>		<i>A. viridis</i>		
	(%)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)	CH (cm)	CR (cm)
0		2,28a	2,28a	2,20a	2,20a	3,00a	3,00a
12		2,10a	2,10a	2,48a	2,48a	3,00a	3,00a
25		2,23a	2,15a	2,20a	2,20a	2,85a	2,85a
50		1,98a	1,98a	1,75a	1,73a	2,93a	2,93a
100		1,70a	1,7a	2,08a	2,08a	2,88a	2,88a
CV (%)		2,06b	2,04a	2,14b	2,14b	2,93a	2,93a

Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Conforme o aumento das concentrações dos extratos de canola, o efeito alelopático tende a retardar completamente o desenvolvimento das plântulas de *A. deflexus*, sendo as maiores concentrações (50% e 100%) as que mais afetaram o desenvolvimento das plântulas. Como a radícula é o primeiro órgão da plântula a

interagir com compostos alelopáticos (RESPATIE *et al.*, 2019), sua sensibilidade a essas substâncias pode desencadear diversas respostas fisiológicas, incluindo a inibição do crescimento e alterações morfológicas das raízes (KOSTINA-BEDNARZ *et al.*, 2023). Entre as diversas alterações morfológicas observadas nas plântulas expostas aos diferentes extratos, a ausência de pêlos absorventes das raízes se destacou. A redução ou ausência desses pelos é um parâmetro de grande relevância em estudos de alelopatia, pois revela a sensibilidade das raízes aos compostos alelopáticos presentes nos extratos (MIRÓ *et al.*, 1998). A alta sensibilidade do sistema radicular torna-o um excelente indicador da ação de aleloquímicos liberados por plantas, seja através de exsudatos radiculares ou de extratos vegetais (SEAL; PRATLEY, 2010).

A redução no desenvolvimento do sistema radicular das plântulas de *Amaranthus* spp. causadas pelos extratos aquosos das espécies de *Brassicas*, pode explicar o baixo desenvolvimento da parte aérea. A absorção de água e nutrientes, essencial para o crescimento de uma plântula, é prejudicada quando o crescimento das raízes é afetado. Isso compromete o desenvolvimento da parte aérea e, conseqüentemente, a produtividade da cultura (GUIMARÃES; MOREIRA, 2001). Embora a má formação das raízes possa ter afetado diretamente o crescimento da parte aérea, não se pode descartar a possibilidade de que a redução no crescimento da parte aérea também seja resultado da ação direta dos aleloquímicos presentes no extrato.

Mesmo sabendo que a inibição de germinação é um dos sintomas citados, sabe-se que em determinadas concentrações dos extratos o efeito pode ser positivo, influenciando no desenvolvimento das espécies, apresentando um maior comprimento da radícula. Conforme apontado por Aoki *et al.* (1997), a intensidade dos efeitos alelopáticos está diretamente relacionada à concentração das substâncias envolvidas. Os resultados corroboram com essa afirmação, uma vez que foi observado tanto o efeito inibitório sobre o crescimento radicular e aéreo, quanto o efeito estimulatório, dependendo da concentração do extrato e da espécie testada.

Embora a concentração de 12% do extrato de canola tenha promovido um crescimento inicial da parte aérea das plântulas de *A. deflexus*, observa-se aos 14 dias após a aplicação dos extratos, o desenvolvimento de sintomas de fitotoxicidade como clorose e encurvamento foliar. Esses danos fisiológicos levaram à degeneração e morte das plantas ao final da análise, indicando um efeito alelopático a longo prazo.

Em resultados semelhantes obtidos por Rizzarda *et al.* (2008), onde observaram o efeito inibitório de genótipos de canola na supressão de picão-preto (*Bidens pilosa*)

em área de cultivo com soja (*Glycine max L.*), quando aplicado a concentração de 100% do extrato, houve uma diminuição na velocidade de emergência e na porcentagem de germinação no genótipo Hyola 401, enquanto no genótipo Sw 2797, houve o efeito estimulante sobre o comprimento da radícula, possivelmente pela ação estimulatória presente do aleloquímico glucosinolato, encontrado em espécies da família Brassicaceae (CARVALHO *et al.*, 2002). Os efeitos dos aleloquímicos variam de acordo com a espécie produtora da substância e a espécie receptora (RODRIGUES *et al.*, 1992) ou seja, algumas espécies podem responder e outras não ao efeito de um determinado composto.

No decorrer do experimento foram observadas alterações morfológicas e fisiológicas em relação a utilização dos diferentes extratos das *Brassicaceae*, nos quais foram capazes de exercer forte influência nas etapas de desenvolvimento das plantas daninhas estudadas. A massa seca das plântulas de *Amaranthus* spp. também se mostrou sensível às diferentes concentrações dos extratos de *Brassicaceae*. Observa-se que as espécies daninhas obtiveram um menor peso devido ao menor desenvolvimento do hipocótilo e das raízes em decorrência do aumento das concentrações.

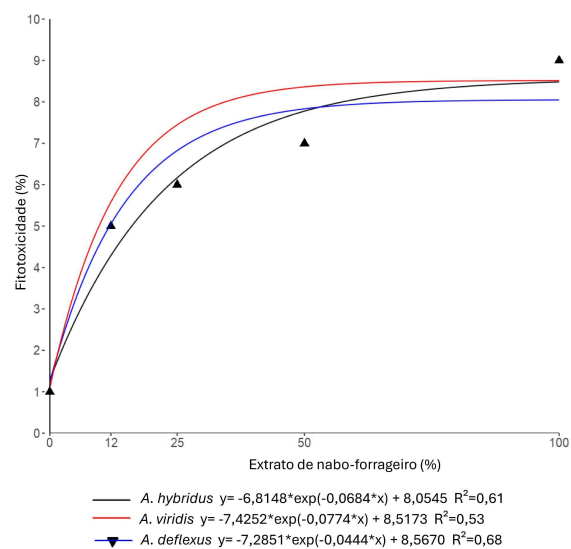
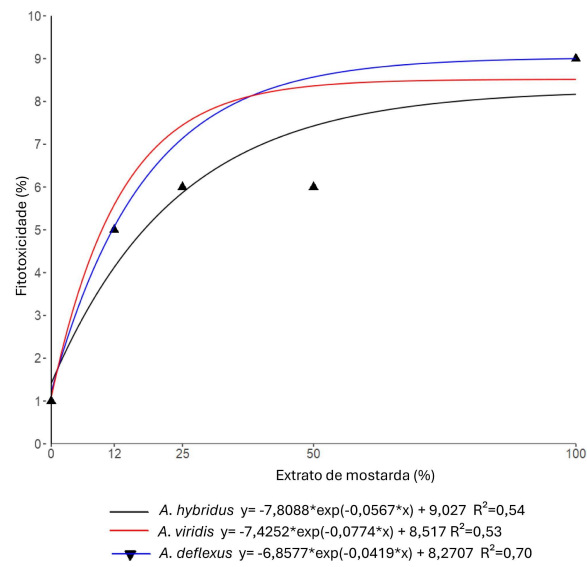
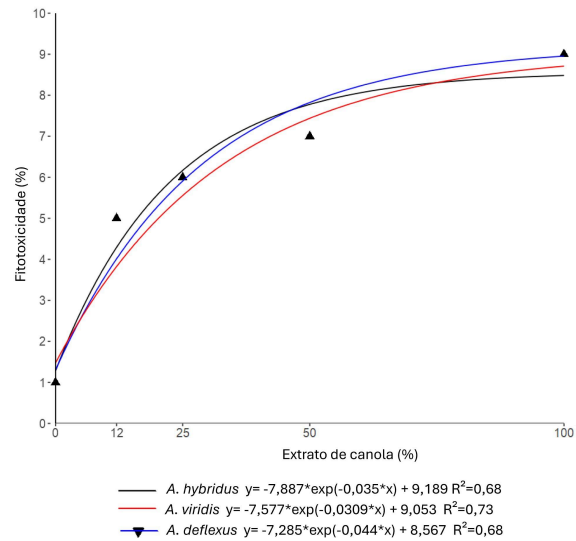
Contudo, as concentrações dos extratos não exerceram influência estatisticamente significativa na redução da biomassa das espécies daninhas, sendo a interação entre concentração e espécie não foi relevante. Esses resultados indicam que a concentração do extrato não foi um fator primordial na diminuição da biomassa, e as espécies testadas apresentaram um padrão de resposta semelhante em relação a essa variável. A redução no crescimento da raiz, observada em resposta à ação dos aleloquímicos, pode ser atribuída à indução do aumento da produção de espécies reativas de oxigênio, que causam danos celulares e morte das células das raízes.

O desenvolvimento de *A. deflexus* foi negativamente afetado pela utilização dos extratos de canola, mostarda e nabo-forageiro a partir da concentração de 25%, no sétimo dia de análise. Aos 14 dias após a aplicação dos extratos, houve maior sensibilidade das espécies daninhas *A. hybridus* e *A. viridis* onde não foi possível analisar a massa fresca, pois houve a morte das plântulas em todas as concentrações, sendo as maiores influências do efeito alelopático, utilizando os extratos de mostarda e do nabo-forageiro. Resultados semelhantes foram encontrados por Turk *et al.* (2005), que observaram uma redução na biomassa seca de sementes de alface tratadas com extratos aquosos de diferentes partes da mostarda-negra (*Brassica nigra*), sendo a maior

toxicidade utilizando-se os extratos aquosos oriundo de todas as partes das plantas, seguido dos extratos provenientes das folhas.

Em relação à fitotoxicidade (Figura 16), a redução da parte aérea das espécies daninhas testadas foi significativa afetada, evidenciando um aumento proporcional na fitotoxicidade com o aumento das concentrações dos extratos das *Brassicac*s, superando 50% mesmo na concentração de 12%. Um efeito fitotóxico mais acentuado foi registrado em *A. deflexus* e *A. viridis*, onde foi constatado que a fitotoxicidade atingiu entre 90% e 100% na concentração mais elevada (100%) para o extrato de mostarda, enquanto para os extratos de canola e nabo-forrageiro, os índices variaram entre 80% e 90%.

A partir do terceiro dia após a aplicação dos extratos, todos os tratamentos apresentaram pequenas alterações visíveis como clorose, encarquilhamento, descoloração e deformação, contudo, sem necrose. Já ao sétimo dia, as alterações apresentaram danos graves com poucas áreas verdes, redução do porte das plântulas, encarquilhamento e deformações. Ao fim da análise, a partir da concentração de 25% das três espécies de *Brassicac*s, houve a morte das plântulas daninhas em todos os tratamentos, exceto para os tratamentos controle.



**Figura 16.** Representação gráfica da fitotoxicidade de *A. hybridus*, *A. deflexus* e *A. viridis* em diferentes concentrações dos extratos aquosos da canola, mostarda e do nabo-forrageiro.

A complexidade dos efeitos alelopáticos dificulta a elucidação dos mecanismos de ação dessas substâncias (GOLDFARB; PIMENTEL, 2009). Diversos estudos demonstram que os aleloquímicos podem afetar múltiplos processos fisiológicos nas plantas, causando desde a inibição da germinação até a morte das plântulas (PIRES; OLIVEIRA, 2011), além de provocar sintomas como clorose, atrofiamento e deformações nas raízes (GOLDFARB; PIMENTEL, 2009).

Os resultados obtidos neste estudo demonstram que os extratos das *Brassicacae* possuem um potente efeito alelopático sobre o crescimento de plantas daninhas. Os isotiocianatos, ao se ligarem preferencialmente a proteínas celulares, inibem a mitose, processo fundamental para o crescimento das plantas daninhas, explicando os efeitos fitotóxicos observados. Essa inibição da divisão celular resulta em um comprometimento do desenvolvimento das plantas, caracterizado por redução no crescimento radicular e aéreo, clorose e necrose.

O estudo das interações alelopáticas em sistemas agrícolas diversificados é fundamental para o desenvolvimento de práticas de manejo mais sustentáveis. Ao compreender como as plantas se comunicam e interagem através de substâncias químicas, podemos explorar o potencial da alelopatia como ferramenta para controlar plantas daninhas de forma mais natural e menos dependente de produtos químicos sintéticos.

## 6. CONCLUSÕES

Os resultados deste experimento demonstraram que com o aumento gradual das concentrações dos extratos das *Brassicacae*, houve um efeito inibitório sobre a germinação e o desenvolvimento inicial das plantas daninhas estudadas. A redução no índice de velocidade de germinação retardou o processo germinativo e o crescimento das plântulas.

A espécie daninha *A. deflexus* se mostrou a mais sensível aos efeitos dos aleloquímicos promovidos pelos extratos de *Brassicacae* nas concentrações acima de 25%.

A análise fitoquímica indicou a presença de metabólitos secundários como a cumarina, esteroide, flavonoide, fenoil, glicosídeo, tanino e terpeno.

Ao inibir a germinação e o crescimento dessas plantas, a alelopatia contribui para o desenvolvimento de sistemas agrícolas mais sustentáveis, diminuindo a necessidade de aplicação de herbicidas sintéticos e promovendo a conservação do meio ambiente.

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEGAS, F. S.; GAZZIERO, D. L. P.; VOLL, E.; OSIPE, R. Diagnóstico da existência de *Digitaria insularis* resistente ao herbicida glyphosate no sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DA CIÊNCIA DAS PLANTAS DANINHAS, 27., 2010, Ribeirão Preto. Responsabilidade social e ambiental no manejo de plantas daninhas. Ribeirão Preto: SBCPD, 2010. p. 761-765.

ADEGAS, F. S.; VARGAS, L.; GAZZIERO, D. L. P.; KARAM, D. (2017). Impacto econômico da resistência de plantas daninhas a herbicidas no Brasil. Londrina: Embrapa Soja. (Embrapa Soja, Circular Técnica, 132).

AGOSTINETTO, D.; VARGAS, L. Resistência de plantas daninhas a herbicidas. In: Agostinetto, D. & Vargas, L. (Ed.). Resistência de plantas daninhas a herbicidas no Brasil. Pelotas: Editora UFPel. p. 9-32, 2014.

ALBUQUERQUE, M. B. de *et al.* Allelopathy, an alternative tool to improve cropping systems. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, v. 31, p. 379-395, 2011. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1051/agro/2010031>.

ALMEIDA, F.S. Effect of some winter crop mulches on the soil weed infestation. In: BRITISH CROP PROTECTION CONFERENCE, WEEDS. Brighton. p.651-660, 1985.

ALMEIDA, F.S. Influência da cobertura morta na biologia do solo. *A Granja*, vol. 4, n. 451, p. 52-67, 1985.

ALMEIDA, F.S. A alelopatia e as plantas. Circular 53, Instituto Agronômico do Paraná, Londrina, PR, 1988. 60 p.

ALMEIDA, F. S. Alelopatia: a defesa das plantas. *Ciência Hoje*, 11:3845, 1990.

ALMEIDA, F. S. Controle de plantas daninhas em plantio direto. IAPAR. Londrina. Circular 67, 1991.

ALMEIDA, F. S. Efeitos alelopáticos de resíduos vegetais. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v.26, n.2, p. 221-236, 1991.

ALMEIDA, G. D. de; ZUCOLOTO, M.; ZETUN, M. C.; COELHO, I.; SOBREIR, F. M. Estresse oxidativo em células vegetais mediante aleloquímicos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, Medellín, v. 61, n. 1, p. 4237-4247, 2008.

AL-SHERIF, E. *et al.* Efeito alelopático de tecidos de mostarda-preta e exsudatos da raiz de algumas culturas e plantas daninhas. *Planta Daninha*, v. 31, p. 11-19, 2013.

AOKI, T.; OHRO, T.; HIRAGA, Y.; SUGA, T.; UNO, M.; OHTA, S. Biologically active clerodone-type diterpene glycosides from the root – stalks of *Dicranopteri Pedata*. *Phytochemistry*, New York, v. 46, n. 5, p. 839-844, 1997.

ARANITI, F. *et al.* Phytotoxic Potential and Biological Activity of Three Synthetic Coumarin Derivatives as New Natural-Like Herbicides. *Molecules*, v. 20, n. 10, p. 17883–17902, 2015.

BARBOSA, J. A.; FRANKE, D. E.; FERREIRA, S. D.; SALVALAGGIO, A. C.; COSTA, N. V. Manejo da mucuna-preta na supressão de plantas daninhas na cultura da alface-crespa. *Revista de Agricultura Neotropical, Cassilândia -MS*, v.5, n.2, p. 13-18, abr./jun .2018.

BARRALES-CUREÑO, H.J., HERRERA-CABRERA, B.E., MONTIEL MONTOYA, J., LÓPEZ-VALDEZ, L.G., SALGADO-GARCIGLIA, R., OCAÑO-HIGUERA, V.M., SÁNCHEZ-HERRERA, L.M., LUCHO-CONSTANTINO, G.G., & ZARAGOZA-MARTÍNEZ, F. Metabolomics studies of allelopathy: a review. *Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas*, 2022.

BETTAIEB, I. *et al.* Water deficit effects on *Salvia officinalis* fatty acids and essential oils composition. *Scientia Horticulture, Netherlands*, v. 210, p. 271-275, 2009.

BETTS, K. J.; EHLKE, N. J.; WYSE, D. L.; GRONWALD, J. W.; SOMERS, D. A. Mechanism of inheritance of diclofop resistance in italian ryegrass (*Lolium multiflorum*). *Weed Science, Champaign*, v. 40, n. 2, p. 184-189, 1992.

BIANCHI, M. A. Espécies daninhas do gênero *Amaranthus*: importância e controle. *Boletim Técnico CCGL TEC, Cruz Alta*, n. 39, 8 p, 2016.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Regras para análise de sementes / Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. – Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento: Secretaria de Desenvolvimento Agropecuário e Cooperativismo. Manual de Hortaliças Não Convencionais. Brasília: MAPA/ACS, 2013. 99 p.

BROWN, P.D. & MORRA, M.J. Control of soil-borne plant pests using glucosinolate-containing plants. *Advances in Agronomy, Vol 61*. 61:167- 231. 1997.

BUBNA, G. A.; LIMA, R. B.; ZANARDO, D. Y. L.; SANTOS, W. D.; FERRARESE, M. D. L. L.; FERRARESE-FILHO, O. Exogenous caffeic acid inhibits the growth and enhances the lignification of the roots of soybean (*Glycine max*). *Journal of Plant Physiology*, v. 168, p. 1627-1633, 2011.

BUCHANAN, B. B., *et al.* Biochemistry and molecular biology of plants. John Wiley& Sons. 2015.

CARVALHO, G. J.; FONTANÉTTI, A. A.; CANÇADO, C. T. Potencial alelopático do feijão de porco (*Canavalia ensiformes*) e da mucuna preta (*Stilozobium aterrimum*) no controle da tiririca (*Cyperus rotundus*). *Ci. Agrotec.*, v. 26, n. 3, p. 647-651, 2002.

CARVALHO, L. B. Plantas Daninhas 1 edição. Editado pelo autor, Lages, SC, 2013 vi, 82 p. CASTILHO, J.; FORTI, V. A.; MONQUERO, P. A. Biology and non-chemical management of *Sperma coceverticillata* and *Sperma cocedensiflora*. Renewable Agriculture and Food Systems, v. 37, n. 2, p. 103–112, 2022.

CARVALHO, S. J. P. *et al.* Suscetibilidade diferencial de plantas daninhas do gênero *Amaranthus* aos herbicidas trifloxysulfuron-sodium e chlorimuronethyl. Planta Daninha, v. 24, n. 3, p. 541-548, 2006.

CARVALHO, S. J. P de; CHRISTOFFOLETI, P. J. Influência da luz e da temperatura na germinação de cinco espécies de plantas daninhas do gênero *Amaranthus*. Bragantia, v. 66, n. 4, p. 527-533, 2007.

CASTRO, P.R.C.; RODRIGUES, J.D.; MORAIS, M.A.; CARVALHO, V.L.M. Efeitos alelopáticos de alguns extratos vegetais na germinação do tomateiro. Planta Daninha, Viçosa, v.2, n.2, p.79-85, 1983.

CHANG, J. Climate and agriculture. Illinois: Aldine Publishing Company. 304 p, 1968.

CHOU, C.H. The role of allelopathy in subtropical agroecosystem in Taiwan. In: PUTNAM, A.R., TANG, C.S, (Eds.) The science of allelopathy. New York: John Willey & Sons. 1986. p.203- 218.

CHRISTOFFOLETI, P. J., LÓPEZ-OVEJERO, R. Principais aspectos da resistência de plantas daninhas ao herbicida glyphosate. Planta Daninha, 21(3), 507- 515. 2003.

COLL, D. M. Novedades acerca del mecanismo de reconocimiento y transducción de la señal brasinoesteroide. Revista CENIC Ciências Biológicas, Havana, v.37, n.2, p.67-72, 2006.

COLPAS, F. T., ONO, E.O., RODRIGUES, J. D., PASSOS, J. R. Effects of some phenolic compounds on soybean seed germination and on seed-borne fungi. Brazilian Archives of Biology and Technology.v.46 (2):155-161, 2003.

CORREIA, N. M., REZENDE, P. D. Manejo integrado de plantas daninhas na cultura da soja. Lavras: Editora UFLA, 2002.

CORREIA, N. M.; DURIGAN, J. C. Emergência de plantas daninhas em solo coberto com palha de cana-de-açúcar. Planta Daninha, v. 22, n. 1, p. 11-17, 2004.

CORREIA, N. M.; CENTURION, M. A. P. DA C.; ALVES, P. L. DA C. A. Influência de extratos aquosos de sorgo sobre a germinação e o desenvolvimento de plântulas de soja. Ciência Rural, v. 35, p. 498–503, 2005.

CORSATO, J. M.; FORTES, A. M. T.; SANTORUM, M.; LESZCZYNSKI, R. Efeito alelopático do extrato aquoso de folhas de girassol sobre a germinação de soja e picão-preto. Semina: Ciências Agrárias, Londrina, v. 31, n. 2, p. 353-360, 2010.

COSTA, D. M. A.; SANTOS, P. G. Uso de efluentes domésticos de lagoa de estabilização no cultivo do amaranto (*Amaranthus* spp). Revista Ciência Agronômica, v. 40, n. 01, p. 27-33, 2009.

CRUSCIOL, C.A.C., R.L. COTTICA, E. V. LIMA, M. ANDREOTTI, E. MORO, E. MARCON. Persistência de palhada e liberação de nutrientes do nabo-forageiro no plantio direto. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 40: 161-168, 2005.

DE CONTI, D. & FRANCO, E.T.H. Efeito alelopático de extratos aquosos de *Casearia sylvestris* Sw. na germinação e no crescimento de *Lactuca sativa* L. Revista Brasileira de Agrociência 17(2-4):193-203, 2011.

DEBNATH, B., SINGH, W. S., DAS, M., GOSWAMI, S., SINGH, M. K., MAITI, D., & MANNA, K. Role of plant alkaloids on human health: A review of biological activities. Materials today chemistry, 9 (s/n), 56-72, 2018.

DEY, P. M. & HARNONE, J. B. Methods in Plant Biochemistry. London, UK: Academic Press, p. 657, 1990.

EBERLEIN, C.V.; LUECKE, J.L.; MILLER, A.P. Influence of tillage and previous crop on wild oat (*Avena fatua*) control and spring wheat (*Triticum aestivum*) yield. Weed Technology, v. 12, n. 4, p. 770-776, 1998.

EBRAHIMI, S. N. *et al.* Essential oil composition and antibacterial activity of *Thymus caramanicus* at different phenological stages. Food Chemistry. v. 110, p. 927-931, 2008.

EMBRAPA. Benefícios dos Glucosinolatos (ou glicosinolatos) nos brócolis. Manejo em Foco. Seminis® 2020.

ERASMO, E.A.L.; DOMINGOS, V.D.; SPEHAR, C.R.; DIDONET, J.; SARMENTO, R.A.; CUNHA, A.M. Avaliação de cultivares de amaranto (*Amaranthus* spp.) em sistema plantio direto no sul de Tocantins. Bioscience Journal, Uberlândia, v. 20, n. 1, p. 171-176, jan./apr. 2004.

EWRC, Report of the 3rd and 4th meetings of EWRC Comittee of Methods in Weed Research. Weed Research, v. 4, p. 88, 1964.

FAGAN, E. B.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D.; CHALFUN JUNIOR, A.; DOURADO NETO, D. Fisiologia Vegetal: Reguladores Vegetais. São Paulo: Andrei, p. 300, 2015.

FAHEY, J. W. ZALCAMANN, A. T. TALALAY, P. The chemical diversity and distribution of glucosinolatos and isothiocyanates among plants. Phytochemistry. 56. 5-51, 2001.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Manejo sustentável de fitonematoides. 1. ed. Viçosa: Editora UFV, p. 306, 2010.

FERREIRA, A. G.; ÁQUILA, M. E. A. Alelopatia: uma área emergente da ecofisiologia. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal. Campinas, v. 12, Ed. Especial, p. 175-204, 2000.

FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. Germinação: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, p. 323, 2004.

FILGUEIRA, F. A. R. Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa-MG: UFV, p. 289-290, 2003.

FLECK, N. G. *et al.* Características de plantas de cultivares de arroz irrigado relacionadas à habilidade competitiva com plantas concorrentes. Planta Daninha, v. 21, n. 1, p. 97-104, 2003

FONTES, J. R. A.; GONÇALVES, J. R. P. Manejo integrado de plantas daninhas. 2009.

FONTES, O. L. *et al.* Recovery and germinative response of *Amaranthus deflexus* L. seeds under different levels of water stress and luminosities. Comunicata Scientiae, v. 9, n. 4, p. 603-612, 2018.

FRITZ, D.; BERNARDI, A.P.; HASS, J.S.; ASCOLI, B.M.; BORDIGNON, S.A. DE L. e POSER, G.V. Germination and growth inhibitory effects of *Hypericum myrianthum* and *H. polyanthemum* extracts on *Lactuca sativa* L. Brazilian Journal of Pharmacognosy. v.17, n.1, p.44-48. 2007.

GAINES, T. A.; WARD, S. M.; BUKUN, B.; PRESTON, C.; LEACH, J. E.; WESTRA, P. Interspecific hybridization transfers a previously unknown glyphosate resistance mechanism in *Amaranthus* species. Evolutionary Applications, v. 5, n. 1, p. 29-38, 2011.

GALON, L., NONEMACHER F., AGAZZI L. R., FIABANE R.C., FORTE C.T., FRANCESCHETTI M. Fitorremediação de solo contaminado com herbicidas inibidores de FSII e de ALS. Rev. Bras. Herb. 16: 307-324, 2017.

GATTI, A. B.; PEREZ, S. C. J. G. A; LIMA, M. I. S. Atividade alelopática de extratos aquosos de *Aristolochia esperanzae* Kuntze na germinação e no crescimento de *Lactuca sativa* L. e *Raphanus sativus* L. Acta Botanica Brasilica, Porto Alegre, v. 18, p. 459-472, 2004.

GATTI, A. B. V.; et al. Potencial alelopático de extratos aquosos de espécies de cobertura do solo. Planta Daninha, Viçosa, v. 22, n. 4, p. 509-514, 2004.

GAZZIERO, D. Caracterização e manejo de *Amaranthus palmeri* [recurso eletrônico]: / Dionísio Luiz Pisa Gazziero, Alexandre Ferreira da Silva. – Londrina: Embrapa Soja, 2017. 39 p. il. - (Documentos / Embrapa Soja, ISSN: 2176-2937; n.384).

GAZZIERO, D. *et al.* Manual de identificação de plantas daninhas da cultura da soja. 2015. Portal Embrapa. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1019323/manual-de-identificacao-de-plantas-daninhas-da-cultura-da-soja>.

GHAYAL, N. A., DHUMAL, K. N. & DESHPANDE, N. R. Phytotoxic effects of *Cassia uniflora* leaf leachates on germination and seedling growth of radish (*Raphanus sativus*) and mustard (*Brassica juncea*). Allelopathy Journal, 19: 361-372, 2007.

GUIMARÃES, C. M.; MOREIRA, J. A. A.. Compactação do solo na cultura do arroz de terras altas. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 36, p. 703-707, 2001.

GOLDFARB, M.; PIMENTEL, L.W.; PIMENTEL, N.W. Alelopatia: Relações nos Agroecossistemas. Tecnologia & Ciência Agropecuária, v.3, n.1, p.23-28, 2009.

GONZALEZ, H. R. *et al.* Efectos alelopáticos de restos de diferentes espécies de plantas medicinales sobre la albahaca (*Ocimum basilicum* L.) em condiciones de laboratório. Revista Cubana de Plantas Medicinales, v. 7, n. 2, p. 67-72, 2002.

GUO, P.; AL-KHATIB, K. Temperature effects on germination and growth of redroot pigweed (*Amaranthus retroflexus*), Palmer amaranth (*A. palmeri*), and common waterhemp (*A. rudis*). Weed Sci., v.51, n.6, p.869-875, 2003.

HARBORONE J.B. *et al.* Phytochemical dictionary: handbook of bioactive compounds from plants. 2. ed. London: Taylor & Francis. 1999.

HAN, H. *et al.* Study on environmental conditions of seed germination and seedling growth of invasive plant *Amaranthus palmeri* S. Watson. Pol J Environ Stud, v. 31, p. 681-690, 2022.

HARAMOTO, E.R.; GALLANDT, E.R. *Brassica* cover cropping for weed management: A review. Renewable Agriculture and Food Systems, v.19, n.4, p.187-198, 2004.

HOAGLAND, R. E.; WILLIAMS, R. D. Bioassays-useful tolls of the study of allelopathy. In: MACIAS, F.A. *et al.*(Eds.) Allelopathy: Chemistry and mode of action of allelochemicals. Boca Raton, Florida: CRC Press, p. 315-341, 2004.

HORAK, M.J.; LOUGHIN, T.M. Growth analysis of four *Amaranthus* species. Weed Science, Lawrence, v.48, p.347- 355, 2000.

IKEDA, F. S.; CAVALIERI, S. D. Sistemas integrados de produção para o manejo preventivo da resistência de *Amaranthus* spp. In: INOUE, M. H.; OLIVEIRA JR., R. S. de; MENDES, K. F.; CONSTANTIN, J. Manejo de *Amaranthus*. São Carlos: Rima Editora, p. 183-194, 2015.

INDERJIT, DAKSHINI, K. M. M., On laboratory bioassays in allelopathy. Bot Rev, 61:28-44, 1995.

INDERJIT, DAKSHINI, K.M.M. Bioassays for allelopathy: interactions of soil organic and inorganic constituents. In INDERJIT; DAKSHINI, K.M.M. & FOY, C.L. (Eds.) Principles and practices in plant ecology. Boca Raton, CRC Press, p.35-44, 1999.

INOUE, M. H.; OLIVEIRA J., R.S.; MENDES, F. K.; CONSTANTIN, J. – Manejo de *Amaranthus*. RiMa Editora, São Carlos, p. 212, 2015.

JABRAN, K. *et al.* Allelopathy for weed control in agricultural systems. Crop protection, v. 72, p. 57–65, 2015.

JACOB, C.; JAMIER, V.; B. A, L.A. Redox active secondary metabolite. Current Opinion in Chemical Biology, London, v. 15, n. 1, p.149-155, 2011.

JACOBI, U.S., FERREIRA, A.G. Efeitos alelopáticos de *Mimosa bimucronata* (DC.) OK. sobre espécies cultivadas. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 26:935-943, 1991.

KÄMPF, A. N. Substratos. In: KÄMPF, A. N. Produção comercial de plantas ornamentais. Guaíba: Agropecuária, p. 45-72, 2000.

KING, J. R.; KONDRÁ Z. P. Photoperiod response on spring oilseed rape (*Brassica napus* L. and *Brassica campestris*). Field Crops Research, Amsterdam, v. 13, p. 367-373. 1986.

KINUPP, V. F.; LORENZI H. Plantas Alimentícias Não Convencionais (PANC) no Brasil: guia de identificação, aspectos nutricionais e receitas ilustradas. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora. ISBN: 978-85-86714-46-7, 2014.

KISSMANN, K. G.; GROTH, D. Plantas infestantes e nocivas. v.2. 2ªed. São Paulo: BASF, 1999. 978p.

KOJIMA, M., OGAWA, K. Studies on the effects of isothiocyanates and their analogues on microorganisms. Effects of isothiocyanates on the oxygen uptake of yeasts. Journal of Fermentation Technology. 49:740-747, 1971.

KOSTINA-BEDNARZ, M.; PŁONKA, J.; BARCZANSKA, H. Allelopathy as a source of bioherbicides: challenges and prospects for sustainable agriculture. Reviews in Environmental Science and Bio/Technology, v. 22, n. 2, p. 471-504, 2023.

KUNZ, C. H; STURM, D. J; VARNHOLT, D. F.; WALKER, R. G. Allelopathic effects and weed suppressive ability of cover crops. Plant Soil Environmental., v.62, p.60- 66, 2016.

KUPSKE, R. A. Extrato de nabo-forageiro sobre a germinação e crescimento inicial de diferentes plantas. 2015.

LARRAN, A. S. *et al.* Molecular mechanisms endowing cross-resistance to ALS-inhibiting herbicides in *Amaranthus hybridus* from Argentina. Plant Molecular Biology Reporter, v. 36, p. 907-912, 2018.

LEATHER, G. R., EINHELLIG, F. A., Bioassays in the study of allelopathy. In: PUTNAN, A. R. & TANG, C. S., (Eds.). The Science of Allelopathy. New York, EUA: John Wiley & Sons, 1986. p. 133-145.

LEU, E., KRIEGER-LISZKAY, A., GOUSSIAS, C., GROSS, E. M. Polyphenolic allelochemicals from the aquatic angiosperm *Myrophyllum spicatum* inhibit photosystem II. Plant Physiol. 130: 2011-2018, 2002.

LI, Z. H., WANG, Q., RUAN, X., PAN, C. D. & JIANG, D. A. (2010). Phenolics and plant allelopathy. Molecules, 15(12), 8933-8952.

LIU, F.; STÜTZEL, H. Leaf water relations of vegetable amaranth (*Amaranthus spp*) in response to soil drying. European Journal of Agronomy, v. 16, p. 137-150, 2002a.

LIU, R. H.. Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: mechanism of action. *The Journal of Nutrition*, 134(12), 3479S-3485S, 2004.

LORENZI, H. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas, tóxicas e medicinais. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2000. 608 p.

LORENZI, H. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. 4.ª ed. Instituto Plantarum, Nova Odessa, 2008 640 p.

LOUSADA, L. L.; LEMOS, G.C.S.; FREITAS, S.P.; DAHER, R.F.; ESTEVES, B.S. Bioatividade de extratos hidroalcoólicos de *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf. Sobre picão-preto (*Bidens pilosa* L.) e alface (*Lactuca sativa* L.). *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais, Botucatu*, v. 14, n. 2, p. 282-286, 2012.

LOUX, M. M. *et al.* Influence of cover crops on management of *Amaranthus* species in glyphosate-and glufosinate-resistant soybean. *Weed Technology*, v. 31, n. 4, p. 487-495, 2017.

LUCCHESI, J. C., OLIVEIRA, I. F. Efeito inibitório da couve (*Brassica oleracea* L.) sobre a germinação de sementes de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Bragantia*, 47(1), 7-13, 1988.

LUZ, G. L. Exigência térmica e produtividade da Canola em diferentes épocas de semeadura em Santa Maria - RS. 68 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS. 2011.

MAIRESSE, L. A. S. Avaliação da bioatividade de extratos de espécies vegetais, enquanto excipientes de aleloquímicos. 2005. 329f. Tese (Doutorado) - Programa de Pós - Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS, 2005.

MATOS, F. J. A. Introdução à Fitoquímica Experimental. 3. ed. UFC: Fortaleza, 2009.

McDONALD, G. K. Competitiveness against grass weeds in field pea genotypes. *Weed Res.*, v. 43, n. 1, p. 48-58, 2003.

MENDONÇA, J. A.; RIBOLDI, L. B.; SOARES, C. D. F.; CASTRO, P. R. de C. e; KLUGE, R. A. Canola (*Brassica napus* L.). Piracicaba: ESALQ – Divisão de Biblioteca, 2016. 32 p. (Série Produtor Rural, 61).

MENNAN, H., JABRAN, K., ZANDSTRA, B. H., PALA, F. Non-chemical weed management in vegetables by using cover crops: A review. *Agronomy* 10 (2), 257, 2020.

MEDEIROS, A.R.M.; LUCCHESI, A.A. Efeitos alelopáticos da ervilhaca (*Vicia sativa* L.) sobre a alface em testes de laboratório. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 28, n. 1, p. 9-14, jan. 1993.

MIRÓ, C. P.; FERREIRA, A. G. & ÁQUILA, M. E. Alelopatia de frutos de erva-mate (*Ilex paraguariensis*) no desenvolvimento do milho. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 33: 1261-1270, 1998.

MOLISCH, H. Der Einfluss einer Pflanze auf die andere, Allelopathie. *Fischer Jena*. 1937.

MONQUERO, P. A.; AMARAL, L. R.; INÁCIO, E. M.; BRUNHARA, J. P.; BINHA, D.P.; SILVA, P.V e SILVA, A.C. (2009) – Efeito de adubos verdes na supressão de espécies de plantas daninhas. *Planta Daninha, Viçosa*, vol. 27, n. 1, p. 85-95. Ricci, M. S.F.; Almeida, D. L.

MORAES, P. V. D., *et al.* Potencial alelopático de extratos aquosos de culturas de cobertura de solo na germinação e desenvolvimento inicial de *Bidens pilosa*. Semina: Ciências Agrárias. Londrina, v. 33, n. 4, p. 1299-1314, jul./ago. 2012.

MORAES, P. V. D.; AGOSTINETTO, D.; PONAZZO, L. E. P.; BRANDOLT, R. R.; TIRONI, S. P.; OLIVEIRA, C.; MARKUS, C. Efeito alelopático de plantas de cobertura, na superfície ou incorporadas ao solo, no controle de picão-preto. Revista da FZVA, Uruguaiana, v. 7, n. 1, p. 51-67, 2010.

MOREIRA, A. C.; CALHA, I. Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária. 2023.

MURRAY, R. H. D.; MENDEZ, J.; BROWN, S. A. The Natural Coumarins: occurrence, chemistry and biochemistry. Chichester: Wiley, p. 702, 1982.

NANDULA, V. K.; WRIGHT, A. A.; BOND, J. A.; RAY, J. D.; EUBANK, T. W.; MOLIN, W. T. EPSPS amplification in glyphosate-resistant spiny amaranth (*Amaranthus spinosus*): a case of gene transfer via interspecific hybridization from glyphosate-resistant Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*). Pest Management Science, v. 70, p. 1902- 1909, 2014.

NEIS, J.; SILVA, T.A.C. Alelopatia de folhas de *Coleus barbatus* sobre o desenvolvimento de sementes de trigo. Cultivando o saber, Cascavel, v. 6, n. 2, p.122-134, 2013.

NETTO, A. G. *et al.* Multiple resistance of *Amaranthus palmeri* to ALS and EPSPS inhibiting herbicides in the State of Mato Grosso, Brasil. Planta daninha, v. 34, n. 3, p. 581-587, 2016.

NEVES, R. Potencial alelopático da cultura de canola (*Brassica napus* L. var. oleifera) na supressão de picão-preto (*Bidens* spp.) e soja. 2005. 77 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2005.

NORSWORTHY, J. K. Allelopathic potencial of wild radish (*Raphanus raphanistrum*). Weed Technology, v.17, n.2, p.307-313, 2003.

NUNES, S. P. Produção e consumo de óleos vegetais no Brasil. Departamento de estudos sócio-econômicos rurais. 2007. (Boletim eletrônico, 159).

OERLEMANS, F.; VAN DEN BERGH, J.P.; VAN DER MEER, W.P. Allelopathic potential of *Brassica napus* L. and its effect on weed suppression. Crop Protection, v. 25, n. 9, p. 959-966, 2006.

OLESZEK, W.; JURZYSTA, M.; GORSKI, P. M. Alfalfa saponins—the allelopathic agents. In: Allelopathy: basic and applied aspects. Dordrecht: Springer Netherlands, p. 151-167, 1992.

OLIVEIRA, P. V. A.; FRANÇA, S. C.; BREGAGNOLI, M.; PEREIRA, P. S. Avaliação alelopática de *Tithonia diversifolia* na germinação e no crescimento inicial de *Bidens pilosa* e *Brachiaria brizantha*. Revista Agroambiental, v. 3, p.23-30, 2011.

OLIVEIRA, J.S. Potencial alelopático em girassol e em braquiária. 2014. 85f. Dissertation (Mestrado em Recursos Genéticos Vegetais) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, Bahia, 2014.

OLIVEROS-BASTIDAS, A. J. *et al.* Exudados de la raíz y su relevancia actual en las interacciones alelopáticas. *Química nova*, v. 32, p. 198-213, 2009.

OVEJERO, R. F. L.; TAKANO, H. K.; NICOLAI, M.; FERREIRA, A.; MELO, M. S. C.; CAVENAGHI, A. L.; CHRISTOFFOLETI, P. J.; OLIVEIRA JR., R. S. Frequency and dispersal of glyphosate-resistant sourgrass (*Digitaria insularis*) populations across Brazilian agricultural production areas. *Weed Science*, Champaign, v. 65, n. 2, p. 285-294, 2017.

OVERBY, A., ZHAO, C.-M., CHEN, D. Plant phytochemicals: potential anticancer agents against gastric cancer. *Current Opinion in Pharmacology*, 19C, 6–10, 2014.

PEREIRA, B. F.; SBRISSIA, A. F.; SERRAT, B. M. Alelopatia intra-específica de extratos aquosos de folhas e raízes de alfafa na germinação e no crescimento inicial de plântulas de dois materiais de alfafa: crioulo e melhorado. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 38, n. 2, p. 561-564, 2008.

PETERSEN, J.; BELZ, R.; WALKER, F.; HURLE, K. Weed suppression by release of isothiocyanates from turnip-rape mulch. *Agronomy Journal*, Madison, v. 93, n.1, p. 37–43, 2001.

PIRES, N. M., OLIVEIRA, V. R. (2011). Alelopatia. *Biologia e manejo de plantas daninhas* (Cap. 5, pp. 95-123). Curitiba: Omnipax.

PIRES, N. M. *et al.* Atividade alelopática da leucena sobre espécies de plantas daninhas. *Scientia Agricola*, v. 58, p. 61-65, 2001.

PIRES, N. M.; OLIVEIRA, R. V. Alelopatia. In: OLIVEIRA, R. S.; CONSTANTIN, J. (Ed.). *Plantas daninhas e seu manejo*. Guaíba: Agropecuária, 2001. p. 145-187.

PITELLI, R. A. Competição e controle das plantas daninhas em áreas agrícolas. *Série técnica*. IPEF, v. 4, n. 12, p. 1-24, 1987.

POVH, J.; A. PINTO, D. D. CORRÊA, M. O. G. ONO, Elizabeth Orika. Atividade alelopática de *Machaerium acutifolium* Vog. na germinação de *Lactuca sativa* L. *Revista Brasileira de Biociências*, v.5, supl.2, p.447-449, 2007.

PRATLEY, J. E.; N. A, M. & HAIG, T. Following a specific protocol establish allelopathy conclusively - an Australian case study. In: MACIAS, F.A.; GALINDO, J.C.G.; MOLINILLO, J.M.G. & CUTLER, H.G. (Eds.) *Recent advances in allelopathy*. Cadiz, Serv. Pub. Univ. Cadiz, v.1, p.63-70, 1999.

PUTNAM, A. R. Allelochemicals from plants as herbicides. *Weed Technol*, 2: 510-518, 1988.

PUTNAM, A. R. Weed allelopathy. In: Duke, S.O., (Ed.). *Weed Physiology*. Boca Raton, EUA: CRC Press, 1987.

RADOSEVICH, S.; HOLT, J.; GHERSA, C. *Weed ecology*. 2.ed. New York: Wiley. p. 588, 1997.

REIGOSA, M. J.; PEDROL, N.; GONZÁLEZ, L. Allelopathy: a physiological process with ecological implications. Holanda: Springer, p. 127-139, 2006.

REIGOSA, M. *et al.* Allelopathic research in Brazil. *Acta Botanica Brasilica*, v. 27, n. 4, p. 629-646, 2013.

RESPATIE, D., PRAPTO, Y., PURWANTORO A. e TRISYONO, Y. The potential of *Cosmos sulphureus* flower extract as a bioherbicide for *Cyperus rotundus*. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity* 20(10):13057, 2019.

REZENDE, C de P.; PINTO, J. C.; EVANGELISTA, A. R.; SANTOS, I. P. A. Alelopatia e suas interações na formação e manejo de pastagens e plantas forrageiras. Lavras: UFLA, 2003. 18 p. (Boletim Agropecuário).

REZENDE, G. J. C.; YAMASHITA, O. M.; BATISTÃO, A. C.; ROCHA, V. F.; GERVAZIO, W. Uso de extrato aquoso de repolho como herbicida natural. *Revista cultivando o saber*. [S. l.]: v. 9, n.2, p. 125 – 136. Abr./Jun. 2016.

RIBEIRO, J. P. N. *et al.* Allelopathic effects of aqueous extracts of *Crinum americanum* L. *Brazilian Journal of Botany*, v. 32, p. 183–188, 2009.

RICE, E.L., *Allelopathy*. 2a edição. New York, EUA: Academic Press, 1984. 422 p.

RICHARDSON, B., GILLIAM, C. H., FAIN, G., WEHTJE, G. Nursery container weed control with pinebark mininuggets. *J. Environ. Hort.* 26 (3),144–148, 2008.

RIGON, J. P. G. *et al.* Efeito alelopático de extrato aquoso foliar de canola sobre a germinação e o desenvolvimento de plântulas de feijão. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MAMONA & SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE OLEAGINOSAS ENERGÉTICAS, 1.,2010, João Pessoa, Inclusão Social e Energia: Anais... Campina Grande: Embrapa Algodão, p. 2036-2040, 2010.

RIZVI, S. J. H.; HAQUE, H.; SINGH, U. K. & RIZVI, V. A discipline called allelopathy. In: RIZVI, S.J.H. & RIZVI, H. (Eds.) *Allelopathy: Basic and applied aspects*. London, Chapman & Hall, p.1-10, 1992

RIZZARDI, M. A.; *et al.* Potencial alelopático de extratos aquosos de leguminosas. *Planta Daninha*, Viçosa, v. 25, n. 4, p. 779-786, 2007.

RIZZARDI, A.; RIZZARDI, M.A.; LAMB, T.D.; JOHANN, L.B. Potencial alelopático de extratos aquosos de genótipos de canola sobre *Bidens pilosa*. *Planta Daninha*, Viçosa/MG, v.26, n.4, p.717-724, 2008

RODRIGUES, L. R. A.; RODRIGUES, T. J. D.; REIS, R. A. Alelopatia em plantas forrageiras. Jaboticabal: UNESP/FUNEP, 1992. 18 p. Boletim.

ROMAN, E. S.; VARGAS, L.; RIZZARDI, M. A.; MATTEI, R. W. Resistência de azevém (*Lolium multiflorum*) ao herbicida glyphosate. *Planta Daninha*, Viçosa, MG, v. 22, n. 2, p. 301-306, 2004.

ROWLAND, M.W.; MURRAY, D.S.; VERHALEN, L.M. Full-season Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) interference with cotton (*Gossypium hirsutum*). *Weed Science*, Lawrence, v. 47, n. 3, p. 305-309, 1999.

ROY, M. M. Effects of pH on germination of *Dichrostachys cineria* (L.). *Wegth & Arn. Journal Tree Science*, 5 (1): 62-64, 1986.

SANTOS, H. P.; TOMM, G. O.; BAIER, A. C. Avaliação de germoplasmas de colza (*Brassica napus* L. var oleifera) padrão canola introduzidos no Sul do Brasil, de 1993 a 1996, na Embrapa Trigo. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2001, 10p.

SANTOS, J.C.F.; SOUZA, I.F.; MENDES, A.N.G.; MORAIS, A.R.; CONCEIÇÃO, H.E.O.; MARINHO, J.T.S. Efeito de extratos de café e de arroz na emergência e no crescimento do caruru-de-mancha. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.37, p.783-790, 1992.

SEAL, A. N., PRATLEY, J. E. The specificity of allelopathy in rice (*Oryza sativa*). *Weed Research*. 50:303-311, 2010.

SILVA, E. J. O. da. Alelopatia e Seus Efeitos na Agricultura. In: Tópicos em Ciência do Solo. Viçosa, MG: SBCS, v. 6, p. 25-50, 2009.

SILVA, J. A. G. *et al.* Alelopatia da canola sobre o desenvolvimento e produtividade da soja. *Revista Brasileira de Agrociência*, Pelotas, v.17, n.4, p. 428-437, 2011.

SILVA, L.F.L. Hortaliças Não Convencionais: Quantificação do DNA, Contagem Cromossômica, Caracterização Nutricional e Fitotécnica. Tese (Doutorado em Ciência Fitotecnia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2015. 141 p.

SILVA, R.M.G.; BRANTE, R.T.; SANTOS, V.H.M.; MECINA, G.F.; SILVA, L.P. Phytotoxicity of ethanolic extract of turnip leaves (*Raphanus sativus* L.). *Bioscience Journal*, v. 30, n. 3, p. 891-902, 2014.

SIMÕES, C. M. O *et al.* Farmacognosia: do produto natural ao medicamento. 1.ed. Porto Alegre: Artmed. 2016.

SINGLETON, V. L., ORTHOFER, R., LAMUELA-RAVENTO, R. M. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu<sup>1</sup> reagent. *Methods in enzymology*,<sup>2</sup> 299, 152-178, 1999.

SMITH, A. E. The potential allelopathy characteristics of bitter sneezeweed (*Helenium amarum*). *Weed Sci.*, v.37, p.665-669, 1989.

SOLTYS, D.; LANGWALD, A. R.; GNIAZDOWSKA, A.; WISNIEWSKA, A.; BOGATEK, R. Allelochemicals as bioherbicides - present and perspectives. In: Price AJ, Kelton JA. *Herbicides - current research and case studies in use*. Rijeka: InTech, 2013.

SONG, Y. Insight into the mode of action of 2,4-dichlorophenoxyacetic acid (2,4-D) as an herbicide. *Journal of integrative plant biology*, v. 56, n. 2, p. 106-113. 2014.

SOUZA- FILHO, A.P.S.; ALVES, S.M. Mecanismo de liberação e comportamento de aleloquímicos no ambiente. In: SOUZA FILHO, A.P.S.; ALVES, S.M. Alelopatia: Princípios Básicos e Aspectos Gerais. Belém: EMBRAPA, p.111-154. 2002.

SPEHAR, C. R. Production systems in the savannas of Brazil: Key factors to sustainability. In: LAL, R. (Ed.). Soil quality and agricultural sustainability. Chelsea: Ann Arbor Press, p. 301-318, 1998.

SPEHAR, C. R.; CABEZAS, W. A. R. L. Introdução e seleção de espécies para a diversificação do sistema produtivo nos cerrados. In: CABEZAS, W. A. R. L.; FREITAS, P. L. (Eds.). Plantio direto na integração lavoura pecuária. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia. p. 179-188, 2001.

SWANTON, C. J. *et al.* Integrated weed management: knowledge-based weed management systems. *Weed Science*, v. 56, n. 1, p. 168–172, 2008.

SWEAT, J. K *et al.* Herbicide efficacy on four *Amaranthus* species in soybean (*Glycine max*). *Weed Technol.*, v. 12, n. 2, p. 315-321, 1998.

TAIZ, L., ZEIGER, E. (2017). *Fisiologia Vegetal*. Porto Alegre: Artmed, 5 ed., 820 p.

TAN, M. K.; PRESTON, C.; WANG, G.X. Molecular basis of multiple resistance to ACCase-inhibiting and ALS inhibiting herbicides in *Lolium rigidum*. *Weed Research*, v.47, p. 534–541, 2007.

TAKEMURA, T. *et al.* Discovery of coumarin as the predominant allelochemical in *Gliricidia sepium*. *Journal of Tropical Forest Science*, v. 25, n. 2, p. 268–272, 2013.

TOKURA, L. K.; NÓBREGA, L. H. P. Potencial alelopático de coberturas de inverno no desenvolvimento de plântulas de soja. *Revista Varia Scientia*, Cascavel, v. 02, n. 2, p. 19-26, 2002.

TOMM, G. O. Manual para cultivo de canola: indicações para cultivo de canola no Rio Grande do Sul. Santa Rosa: Câmara Alimentos, 22p.2003.

TREVIZAN, K. Morfologia, fenologia e resistência de *Amaranthus spp.* [129] f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2020.

TREZZI, M. M.; VIDAL, R. A.; XAVIER, E.; ROSIN, D.; BALBINOT JÚNIOR, A. A.; PRATES, M. A. Resistência ao glyphosate em biótipos de buva (*Conyza spp.*) das regiões oeste e sudoeste do Paraná. *Planta Daninha*, Viçosa, MG, v. 29, p. 1113-1120, 2011.

TREZZI, M.M. Avaliação do potencial alelopático de genótipos de sorgo. 2002. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2002.

TUR, C. M.; BORELLA, J.; PASTORINI, L. H. Alelopatia de extratos aquosos de *Duranta repens* sobre a germinação e crescimento inicial de *Lactuca sativa* L. e *Lycopersicon esculentum*. *Biotemas*, Florianópolis, n. 23, v. 2, p. 13-22, 2010.

TURK, M. A.; SHATNAWI, M.K.; TAWAHA, A.M. Inhibitory effects of aqueous extracts of black mustard on germination and growth of alfafa. *Weed Biology and Management*, Canada, n.1, v.3, p.227-231. 2005.

VARGAS, L. *et al.* Identificação de biótipos de azevém (*Lolium multiflorum*) resistentes ao herbicida glyphosate em pomares de maçã. *Planta Daninha*, v. 22, n. 4, p. 617-622, 2004.

VARGAS, L., ADEGAS, F., GAZZIERO, D., KARAM, D., AGOSTINETTO, D. & da SILVA, W. T. Resistência de plantas daninhas a herbicidas no Brasil: histórico, distribuição, impacto econômico, manejo e prevenção. 2016.

VARGAS, L.; BIANCHI, M. A.; RIZZARDI, M. A.; AGOSTINETTO, D.; DAL MAGRO, T. Buva (*Conyza bonariensis*) resistente ao glyphosate na região sul do Brasil. *Planta Daninha*, Viçosa, MG, v. 25, n. 3, p. 573-578, 2007.

VARGAS, L.; ROMAN, E. S.; RIZZARDI, M. A.; SILVA, V. C. Alteração das características biológicas dos biótipos de azevém (*Lolium multiflorum*) ocasionada pela resistência ao herbicida glyphosate. *Planta Daninha*, Viçosa, MG, v. 23, n. 1, p. 153-160, 2005.

VASCONCELOS, M. C. C.; SILVA, A. F. A.; LIMA, R.S. Interferência de Plantas Daninhas sobre Plantas Cultivadas ACSA Agropecuária Científica no SemiÁrido, v.8, n.1, p.01-06. AGROPECUÁRIA CIENTÍFICA NO SEMIÁRIDO –ISSN 1808 – 6845, 2012.

VIDAL, R. A.; FLECK, N. G. Three weed species with confirmed resistance to herbicides in Brazil. In: MEETING OF THE WEED SCIENCE SOCIETY OF AMERICA, Norfolk. ABSTRACTS. Champaing: Weed Science Society of America, p. 100, 1997.

VIG, A. P., RAMPAL, G., THIND, T. S., ARORA S. Bio-protective effects of glucosinolates – A review. *LWT - Food Science and Technology*, 42(10), 1561– 1572. doi:10.1016/j.lwt.2009.05.023, 2009.

VILLELA, F. A.; DONI FILHO, L.; SEQUEIRA, E. L. Tabela de Potencial Osmótico em Função da Concentração de Polietileno Glicol 6.000 e da Temperatura. 1991.

VOLL, E., GAZZIERO, D. L. P., BRIGHENTI, A. M., ADEGAS, F. S., GAUDÊNCIO, C. A., VOLL, C. E. A dinâmica das plantas daninhas e práticas de manejo. Londrina: Embrapa Soja, (Documentos, 260). 2005.

WANDSCHEER, A. C. D.; PASTORINI, L. H. Interferência alelopática de *Raphanus raphanistrum* L. sobre a germinação de *Lactuca sativa* L. e *Solanum lycopersicon* L. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 38, n. 4, p. 949-953, 2008.

WANG, Z. Y., LI, J., ZHAO, Y., WANG, G., CHEN, Z., BLANCAFLOR, E. B., CLARK, S. E. (2001). The Arabidopsis BRASSINOSTEROID-INSENSITIVE1 receptor kinase initiates brassinosteroid signaling transduction and promotes plant growth. *Cell*, 105(1), 145-155.

WEIR, T. L. PARK, S. W. VIVANCO, J. M. Biochemical and physiological mechanisms mediated by allelochemicals. *Plant Biology*, v.7, p. 472-479, 2004.

WILLIS, R. J. Justus Ludewig von Uslar, and the First Book on Allelopathy. University of Melbourne, Australia , 2004.

WHITTAKER, R. H.; FEENY, P. Allelochemics: Chemical interactions between species. *Science*, Washington, v. 171, n. 3973, p. 757-770, 1971.

WU, H.; PRATLEY, J.; LEMERLE, D.; HAIG, T. Crop cultivars with allelopathic capability. *Weed Research*, New York, v.39, n.1, p.171-180, 1999.

YAMAGUSHI, M, Q; GUSMAN, G, S; VESTENA, S. Efeito alelopático de extratos aquosos de *Eucalyptus globulus Labil.* e de *Casearia sylvestris Sw.* sobre espécies cultivadas. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 32, n. 4, 2011.

YANG, X. *et al.* Manipulation of root hair development and sorgoleone production in sorghum seeding. *Journal of Chemical Ecology*, v.30, n.1, p. 199-213, 2013.

ZASADA, I. A.; FERRIS, H. Sensitivity of *Meloido gynejavanica* and *Tylenchulus semipenetrans* to isothiocynates in laboratoty assays. *Phytopathology*. 93 (6). 747-750, 2003.