

COLÉGIO ESTADUAL JARDIM PORTO ALEGRE

**EFEITO DA APLICAÇÃO DE DIFERENTES EXTRATOS VEGETAIS NO
CONTROLE DA BUVA (*CONYZA* SPP.) EM CONDIÇÕES *IN VITRO***

Toledo, PR

2025



Eduardo Silva

Leandro Marcelo Miglioretto

Dionéia Schauren

**EFEITO DA APLICAÇÃO DE DIFERENTES EXTRATOS VEGETAIS NO
CONTROLE DA BUVA (*CONYZA SPP.*) EM CONDIÇÕES *IN VITRO***

Relatório apresentado à 9ª FEMIC - Feira
Mineira de Iniciação Científica.

Orientação da Prof. Dionéia Schauren e coorientação
de Leandro Marcelo Miglioretto

.

Toledo, PR

2025



RESUMO

Sendo comum em culturas agrícolas no sul e sudeste do Brasil, a *Conyza* spp. é responsável por 81% das aplicações de herbicidas e vem se mostrando como uma das plantas daninhas de maior dificuldade no controle, visto que suas sementes são de fácil dispersão e de propagação fácil vem infestando lavouras e acarretando grandes prejuízos a agricultura. Este projeto visa identificar extratos de plantas com potencial de inibição sobre o desenvolvimento da buva (*Conyza* spp.) com o intuito de minimizar os gastos na agricultura convencional fazendo uso de um extrato vegetal que não agrida o meio ambiente e seja eficiente. Foram escolhidas plantas com possíveis potenciais aleloquímicos sobre a buva. As plantas foram trituradas e misturadas com água em concentrações de 5, 10, 15 e 20 gramas por litro, testadas tanto *in natura* quanto desidratadas. Os extratos foram guardados em local arejado e sem a incidência de luz por sete dias. Em seguida, foram aplicados em sementes de buva em pacotes plásticos, com avaliação diária. A avaliação final considerou aspectos como número de sementes germinadas, tamanho total, número de folhas, dentre outros. O projeto está em andamento e apresenta resultados promissores até o momento pois alguns extratos se mostraram eficientes na inibição da germinação contudo mais testes estão sendo realizados para comprovar a eficácia deles. Sete tratamentos se destacam, são eles os tratamentos 17, 26, 39, 41, 42, 44 e 45, já que houve 100% de inibição da germinação da buva.

Palavras-chave: Planta Daninha. Controle alternativo. Germinação.



SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	5
2 JUSTIFICATIVA.....	6
3 OBJETIVO GERAL	7
4 METODOLOGIA.....	8
5 RESULTADOS OBTIDOS	15
6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	17
REFERÊNCIAS.....	18



1 INTRODUÇÃO

A soja se tornou uma das principais mercadorias do Brasil, tanto que hoje em dia o país é o maior produtor mundial (Barbosa et al., 2021). A produção de soja para a safra 2021/22 pode chegar a um total de 269,3 milhões de toneladas, apresentando um aumento de 13,8 milhões de toneladas comparada à temporada anterior (CONAB, 2022).

Os investimentos tecnológicos durante o cultivo explicam tais índices produtividade na cultura da soja (Carvalho et al., 2022). Entretanto, plantas do gênero *Conyza* são um problema atualmente, causando enormes perdas na produtividade final de grãos (Santos et al., 2014) por conta de sua alta capacidade competitiva e produção de sementes, produzindo mais de 800.000 sementes por planta (Kaspary et al., 2017). Além disso, essas plantas daninhas são difíceis de controlar porque houve um crescimento na pressão de seleção para *Conyza* spp. resistentes a diferentes herbicidas (Pinho et al., 2019; Queiroz et al., 2020; Queiroz et al., 2022).

Sendo comum em culturas agrícolas no sul e sudeste do Brasil, a *Conyza* spp. é responsável por 81% das aplicações de herbicidas (Lucio et al., 2019; Piasecki 2019). Segundo o International Herbicide-Resistant Weed Database (2024), essa dinâmica é consequência de diversos relatos de resistência simples (*Conyza* spp. biótipos resistentes a glifosato, clorimuron, paraquat, diuron e saflufenacil) e resistência múltipla (clorimuron, glifosato, paraquat).

Casos esses que apresentam potencial de propagação para outros territórios de produção agrícola, por exemplo, a região de fronteira do Mato Grosso do Sul, conforme apresentado por Albrecht et al. (2020). Estudos de mapeamento de resistência feitos por Albrecht e Albrecht (2021) observaram biótipos resistentes ao glifosato e ao clorimuron no Mato Grosso do Sul, também registrada resistência em biótipos no Paraná.

Conforme a espécie, as plantas *Conyza* spp. produzem mais de 120.000 sementes com pouca ou nenhuma dormência (Hao et al., 2009; Kaspary et al., 2021; Kaspary et al., 2017; Piasecki et al., 2019).

Neste contexto, a alelopatia surge como uma opção mais segura e sustentável, utilizando metabólitos secundários de plantas, conhecidos como aleloquímicos e como

bioherbicidas (Hassan et al., 2022; Tigre et al., 2012; Santiago et al., 2017). Os bioherbicidas, graças à sua rápida decomposição no ambiente e aos seus variados métodos de ação, representam uma opção de controle em regiões onde os herbicidas sintéticos não podem ser aplicados com frequência.

Normalmente, os aleloquímicos são encontrados em concentrações elevadas nas folhas (Oliveira e Brighenti, 2018), sendo liberados no meio ambiente através da exsudação radicular, lixiviação, volatilização ou decomposição de resíduos vegetais no solo (Blum, 2011; Latif et al., 2017). Ao serem liberados, esses compostos limitam o crescimento e o desenvolvimento de outras plantas, interrompendo processos fisiológicos essenciais (Hussain et al., 2022), como a respiração, a síntese de enzimas, a fotossíntese, a absorção de íons minerais e a síntese de ácidos nucleicos e proteínas, além de provocar mudanças anatômicas nas plantas jovens (Fernandez et al., 2016; Isik et al., 2016).



2 JUSTIFICATIVA

Atualmente Na buva-peluda, o aumento considerável da resistência ao glifosato, um herbicida primário utilizado para controlar esta planta daninha, causou um aumento gradual de sua dispersão em áreas agrícolas do Brasil, com *Conyza bonariensis* L. e *C. canadensis* L. sendo comuns na região sul do país (Lamego; Vidal, 2008; Heap, 2025). A infestação de buva-peluda resistente ao glifosato durante o estabelecimento e desenvolvimento inicial da cultura causou grandes perdas na produção de soja, obrigando assim a busca por métodos alternativos a este herbicida. Em alguns casos, a produtividade pode ser reduzida em até 70% (Vargas et al., 2007).



3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

O presente estudo tem por objetivo encontrar, testar e avaliar o efeito de diferentes plantas com poder alelopático contra a buva (*Conyza* spp.) em condições próximas às *in vitro*, substituindo assim os herbicidas convencionais.

3.2 Objetivos específicos

- Avaliar o crescimento de sementes de buva sob o efeito de diferentes extratos de plantas *in natura* e torradas na concentração de 5 g/L;
- Avaliar o crescimento de sementes de buva sob o efeito de diferentes extratos de plantas *in natura* e torradas na concentração de 10 g/L;
- Avaliar o crescimento de sementes de buva sob o efeito de diferentes extratos de plantas *in natura* e torradas na concentração de 15 g/L;
- Avaliar o crescimento de sementes de buva sob o efeito de diferentes extratos de plantas *in natura* e torradas na concentração de 20 g/L;

4 METODOLOGIA

O projeto foi desenvolvido no laboratório de ciências do Colégio Estadual Jardim Porto Alegre na cidade de Toledo, no Paraná.

O projeto foi dividido em duas etapas, em ambas foram realizadas a mesma metodologia. Foram utilizadas plantas selecionadas de acordo com a literatura, plantas essas que já foram provadas ter substâncias com certo potencial aleloquímico sobre a erva daninha, como por exemplo, o ácido aconítico, encontrado na cana-de-açúcar, beterraba e outras plantas, esse ácido controlou o crescimento de pragas como a corda-de-viola (*Ipomoea grandifolia*) segundo Voll et al., 2001. Estas plantas foram testadas tanto *in natura* quanto desidratadas, além também de utilizadas em concentrações variadas para melhor análise, já que dependendo da concentração há um impacto maior ou menor no controle da buva (*Conyza* spp.).

ETAPA I

Primeiramente separou-se as plantas, estas foram trituradas e diluídas nas concentrações de 5, 10, 15 e 20 gramas por litro, fez-se isso em escala e colocou-se os extratos dentro de garrafas plásticas de 200 ml, identificou-se as garrafas e em seguida elas foram guardadas em um local arejado e sem incidência de luz por sete dias.

Fluxograma 1: Preparo dos extratos.

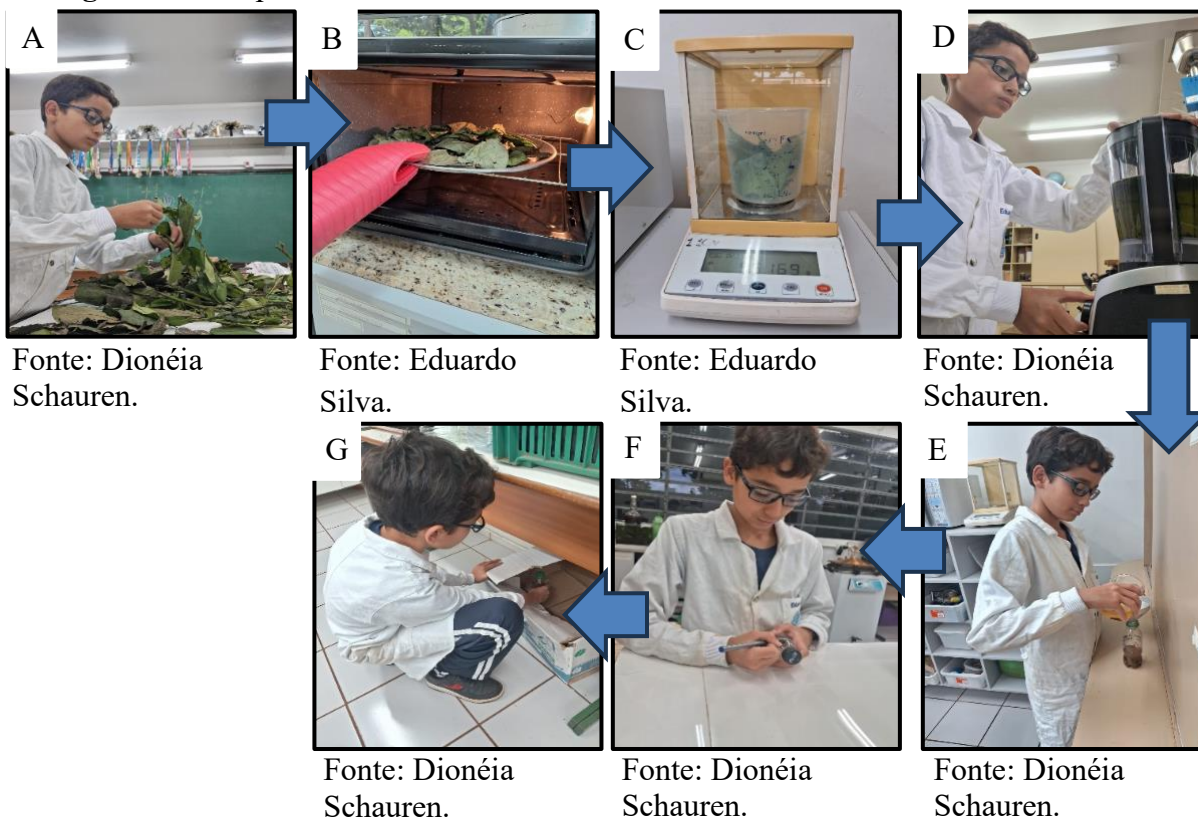


Figura “A”: Separando as plantas. / **Figura “B”:** Desidratando parte das plantas (para os tratamentos que precisam). / **Figura “C”:** Pesando as plantas. / **Figura “D”:** Triturando as plantas com água nas devidas concentrações. / **Figura “E”:** Transferindo os extratos para as garrafas plásticas. / **Figura “F”:** Identificando os extratos. / **Figura “G”:** Guardando os extratos em um local sem incidência de luz por sete dias.

Após isso, separou-se pacotes plásticos Zip Lock com um tamanho de 10 cm de largura e 14,3 cm de comprimento, dentro alocou-se algodão juntamente com seis sementes de buva (*Conyza* spp.), identificou-se os pacotes plásticos de acordo com tratamento, data e repetição, depois umedeceu-se o algodão com 10 ml de cada extrato (de acordo com o tratamento), os pacotes plásticos com seus respectivos extratos, esses foram colocados em um local arejado e com uma temperatura de 20 °C. As sementes foram avaliadas diariamente.



Fluxograma 2: preparando as sementes e adicionando os extratos.

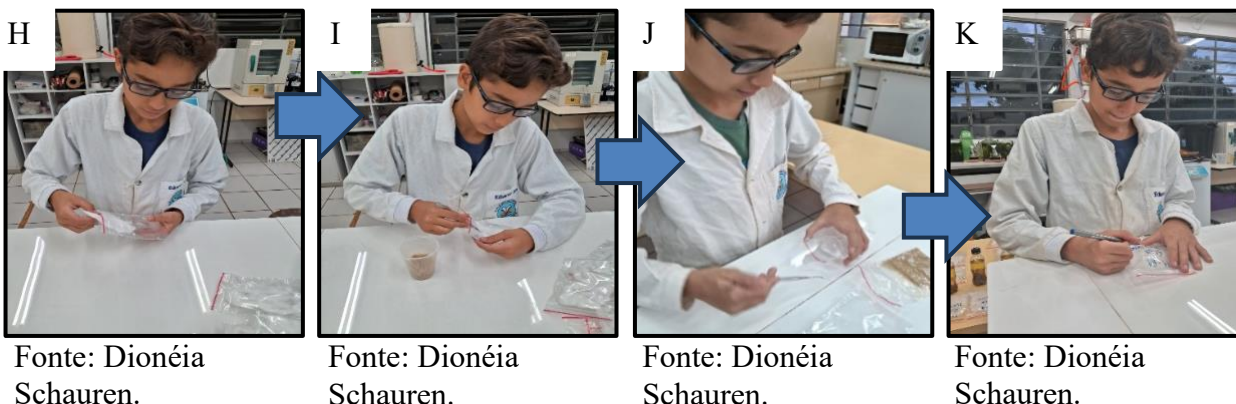


Figura “H”: Colocando algodão dentro dos pacotes plásticos. / **Figura “I”:** Colocando as sementes nos pacotes plásticos. / **Figura “J”:** Umedecendo o algodão com os extratos. / **Figura “K”:** Identificando os pacotes plásticos.

Por fim, quando as sementes do controle germinaram consideravelmente, fez-se a avaliação final, onde foram avaliados aspectos como número de sementes germinadas, o tamanho total delas, tamanho do caule, tamanho de raiz, tamanho das folhas, número de folhas, além de considerar também se foram contaminadas por algum fungo.

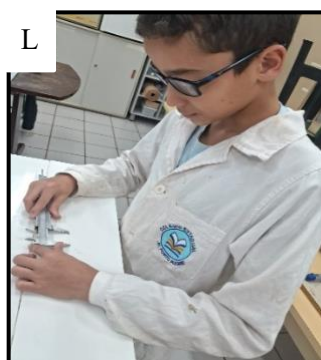


Figura “L”: Avaliando as plantas utilizando um paquímetro.

Fonte: Dionéia Schauren.

Tabela 1: Tratamentos e suas plantas etapa I.

ETAPA I	
TRATAMENTO	PLANTA
T1	Água (controle)
T2	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T3	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T4	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T5	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 20 g/L <i>in natura</i>



T6	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 5 g/L desidratada
T7	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 10 g/L desidratada
T8	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 15 g/L desidratada
T9	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 20 g/L desidratada
T10	Pita (<i>Agave americana</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T11	Pita (<i>Agave americana</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T12	Pita (<i>Agave americana</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T13	Pita (<i>Agave americana</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T14	Pita (<i>Agave americana</i>) 5 g/L desidratada
T15	Pita (<i>Agave americana</i>) 10 g/L desidratada
T16	Pita (<i>Agave americana</i>) 15 g/L desidratada
T17	Pita (<i>Agave americana</i>) 20 g/L desidratada
T18	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 5 g/L desidratada
T19	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 10 g/L desidratada
T20	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 15 g/L desidratada
T21	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 20 g/L desidratada
T22	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T23	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T24	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T25	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T26	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L desidratada
T27	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 5 g/L desidratada
T28	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 10 g/L desidratada
T29	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 15 g/L desidratada
T30	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 20 g/L desidratada
T31	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T32	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T33	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T34	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T35	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 5 g/L desidratado
T36	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 10 g/L desidratado
T37	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 15 g/L desidratado
T38	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 20 g/L desidratado
T39	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T40	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T41	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T42	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T43	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 5 g/L desidratada
T44	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 10 g/L desidratada
T45	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L desidratada

Fonte: Eduardo Silva.



ETAPA II

Primeiramente serão separados potes plásticos tamanho 6 que serão lavados e identificados de acordo com data, tratamento e repetição. No interior dos potes será adicionado substrato comercial para os tratamentos que precisavam e areia aos demais, posteriormente se fará a inserção de 3 sementes em cada pote. As plantas serão regadas conforme necessário com os respectivos tratamentos.

Os potes contendo as sementes serão alocados em um espaço com luz ambiente e fotoperíodo de +/- 12h. As avaliações serão diárias para acompanhar o crescimento de cada semente. Por fim será feita a avaliação final de cada semente, observando os mesmos aspectos da etapa I.

Para os extratos, serão realizados os mesmos métodos da etapa I, porém com plantas diferentes.

Tabela 2: Tratamentos e suas plantas etapa II.

ETAPA II	
TRATAMENTO	PLANTA
T1	Água (controle)
T2	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T3	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T4	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T5	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T6	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T7	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T8	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T9	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T10	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 5 g/L desidratada
T11	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 10 g/L desidratada
T12	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 15 g/L desidratada
T13	Aroeira (<i>Schinus terebinthifolia</i>) 20 g/L desidratada
T14	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T15	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T16	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T17	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T18	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 5 g/L desidratado
T19	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 10 g/L desidratado
T20	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 15 g/L desidratado
T21	Nabo forrageiro (<i>Raphanus sativus</i>) 20 g/L desidratado
T22	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T23	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T24	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T25	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 20 g/L <i>in natura</i>



T26	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 5 g/L desidratada
T27	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 10 g/L desidratada
T28	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 15 g/L desidratada
T29	Mamona (<i>Ricinus communis</i>) 20 g/L desidratada
T30	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T31	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T32	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T33	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T34	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 5 g/L desidratado
T35	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 10 g/L desidratado
T36	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 15 g/L desidratado
T37	Pinus (<i>Pinus elliottii</i>) 20 g/L desidratado
T38	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T39	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T40	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T41	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T42	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 5 g/L desidratado
T43	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 10 g/L desidratado
T44	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 15 g/L desidratado
T45	Centeio (<i>Secale cereale</i>) 20 g/L desidratado
T46	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 5 g/L <i>in natura</i>
T47	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 10 g/L <i>in natura</i>
T48	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 15 g/L <i>in natura</i>
T49	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 20 g/L <i>in natura</i>
T50	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 5 g/L desidratado
T51	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 10 g/L desidratado
T52	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 15 g/L desidratado
T53	Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i>) 20 g/L desidratado

Fonte: Eduardo Silva.

5 RESULTADOS OBTIDOS

O projeto ainda se encontra em andamento, contudo, dentre os resultados parciais pode-se destacar sete tratamentos da etapa I, são eles os tratamentos 17 (Pita [*Agave americana*] 20 g/L desidratada) 26 (erva mate [*Ilex paraguariensis*] 20 g/L desidratada), 39 (erva mate 5 g/L *in natura*), 41 (erva mate 15 g/L *in natura*), 42 (Erva mate 20 g/L *in natura*), 44 (erva mate 10 g/L desidratada) e 45 (erva mate 20 g/L desidratada), neles as sementes germinaram e dias depois morreram, exceto no tratamento 17, em que as sementes não apresentaram germinação. Tais resultados de germinação envolvendo erva mate já foram obtidos por Bruxel et al., em 2022, porém com uma concentração diferente.

Tabela 3: resultados de germinação etapa I:

ETAPA I		
TRATAMENTO	PLANTA	PERCENTUAL DE GERMINAÇÃO
T1	Água (controle)	61,11%
T2	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 5 g/L <i>in natura</i>	44,44%
T3	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 10 g/L <i>in natura</i>	55,56%
T4	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 15 g/L <i>in natura</i>	44,44%
T5	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 20 g/L <i>in natura</i>	27,78%
T6	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 5 g/L desidratada	55,56%
T7	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 10 g/L desidratada	50,00%
T8	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 15 g/L desidratada	38,89%
T9	Erva cidreira (<i>Melissa officinalis</i>) 20 g/L desidratada	41,67%
T10	Pita (<i>Agave americana</i>) 5 g/L <i>in natura</i>	38,89%
T11	Pita (<i>Agave americana</i>) 10 g/L <i>in natura</i>	55,56%
T12	Pita (<i>Agave americana</i>) 15 g/L <i>in natura</i>	44,44%
T13	Pita (<i>Agave americana</i>) 20 g/L <i>in natura</i>	27,78%
T14	Pita (<i>Agave americana</i>) 5 g/L desidratada	50,00%
T15	Pita (<i>Agave americana</i>) 10 g/L desidratada	27,78%
T16	Pita (<i>Agave americana</i>) 15 g/L desidratada	Contaminado
T17	Pita (<i>Agave americana</i>) 20 g/L desidratada	0,00%
T18	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 5 g/L desidratada	55,56%
T19	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 10 g/L desidratada	27,78%
T20	Cana-de-açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 15 g/L desidratada	38,89%
T21	Cana de açúcar (<i>Saccharum officinarum</i>) 20 g/L desidratada	33,33%
T22	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 5 g/L <i>in natura</i>	16,67%
T23	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 10 g/L <i>in natura</i>	22,22%



T24	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 15 g/L <i>in natura</i>	Contaminado
T25	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 20 g/L <i>in natura</i>	Contaminado
T26	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L desidratada	0,00%
T27	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 5 g/L desidratada	16,67%
T28	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 10 g/L desidratada	25,00%
T29	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 15 g/L desidratada	16,67%
T30	Beterraba em pó (<i>Beta vulgaris</i>) 20 g/L desidratada	Contaminado
T31	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 5 g/L <i>in natura</i>	44,44%
T32	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 10 g/L <i>in natura</i>	44,44%
T33	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 15 g/L <i>in natura</i>	Contaminado
T34	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 20 g/L <i>in natura</i>	Contaminado
T35	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 5 g/L desidratado	44,44%
T36	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 10 g/L desidratado	27,78%
T37	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 15 g/L desidratado	16,67%
T38	Sorgo (<i>Sorghum bicolor</i>) 20 g/L desidratado	44,44%
T39	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 5 g/L <i>in natura</i>	0,00%
T40	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 10 g/L <i>in natura</i>	33,33%
T41	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 15 g/L <i>in natura</i>	0,00%
T42	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L <i>in natura</i>	0,00%
T43	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 5 g/L desidratada	11,11%
T44	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 10 g/L desidratada	0,00%
T45	Erva mate (<i>Ilex paraguariensis</i>) 20 g/L desidratada	0,00%

Fonte: Eduardo Silva.



6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS

O projeto ainda se encontra em andamento, contudo, dentre os resultados parciais pode-se destacar sete tratamentos, são eles os tratamentos 17 (Pita [Agave americana] 20 g/L desidratada) 26 (erva mate [Ilex paraguariensis] 20 g/L desidratada), 39 (erva mate 5 g/L *in natura*), 41 (erva mate 15 g/L *in natura*), 42 (Erva mate 20 g/L *in natura*), 44 (erva mate 10 g/L desidratada) e 45 (erva mate 20 g/L desidratada), neles as sementes germinaram e dias depois morreram, exceto no tratamento 17, em que as sementes não apresentaram germinação. Tais resultados de germinação envolvendo erva mate já foram obtidos por Bruxel et al., em 2022, porém com uma concentração de 200 g/L, o que é uma concentração dez vezes maior do que a maior concentração utilizada neste projeto.



REFERÊNCIAS

Albrecht, A.J.P., Albrecht, L.P., Alves, S.N.R., Silva, A.F.M., Silva, W.D.O., Lorenzetti, J.B., Danilussi, M.T.Y. and Barroso, A.A.M., 2021. Pre-sowing application of combinations of burndown and preemergent herbicides for *Conyza* spp. control in soybean. **Agronomia Colombiana**, vol. 39, no. 1, pp. 121-128. » <http://doi.org/10.15446/agron.colomb.v39n1.89545>

Albrecht, A.J.P., Albrecht, L.P., Silva, A.F.M., Ramos, R.A., Corrêa, N.B., Carvalho, M.G., Lorenzetti, J.B. and Danilussi, M.T.Y., 2020. Controle da *Conyza* spp. com aplicação sequencial de glufosinate na pré-semeadura da soja. **Ciência Rural**, vol. 50, no. 9, e20190868. » <http://doi.org/10.1590/0103-8478cr20190868>

Barbosa, E. J. A.; Galle, V.; Coronel, D. A. Variable costs in soybean culture: The evolution of a property in northwestern Rio Grande do Sul. **Inform Gepec**, v.25, p.85-106, 2021. » <https://doi.org/10.48075/igepec.v25i2.26485>

Barbosa, E. J. A.; Galle, V.; Coronel, D. A. Variable costs in soybean culture: The evolution of a property in northwestern Rio Grande do Sul. **Inform Gepec**, v.25, p.85-106, 2021. » <https://doi.org/10.48075/igepec.v25i2.26485>

Blum, U., 2011. Plant-plant allelopathic interactions: phenolic acids, cover crops and weed emergence. **USA: Springer. Plant-plant allelopathic interactions**, pp. 1-7. » <http://doi.org/10.1007/978-94-007-0683-5>

Bruxel, F.; Ethur, E. M.; Freitas, E. M.; Gastmann, J.; Hoehne, L.; Rodrigues, K. F.; Silva, S. M.; Sperotto, R. A.; Winhelmann, M. C. Fitotoxicidade do extrato aquoso de *Ilex paraguariensis* A.St.-Hil sobre *Conyza bonariensis* (L). Cronquist. **Revista Sul-Africana de Botânica**. v.146, 2022. Acesso em: 5 jun. 2025. disponível em: » <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S025462992100435X?dgcid=coauthor>

Carvalho, S. J. P.; Magalhães, T. B.; Ovejero, R. F. L.; Palhano, M. G. Fitotoxicidade de subdoses do herbicida dicamba quando aplicado em pré-emergência da cultura da soja não-tolerante. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v.21, p.85-92, 2022. » <https://doi.org/10.5965/223811712122022085>

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. Produção de grãos da safra 2020/21 segue como maior da história: 268,9 milhões de toneladas, 2022. » <https://www.conab.gov.br/ultimas-noticias/3691-producao-degraos-da-safra-2020-21-segue-como-maior-da-historia-268-9milhoes-detoneladas>

Fernandez, C., Monnier, Y., Santonja, M., Gallet, C., Weston, L.A., Prévosto, B. and

Bousquet-Mélou, A., 2016. The impact of competition and allelopathy on the trade-off between plant defense and growth in two contrasting tree species. **Frontiers in Plant Science**, vol. 7, pp. 594. » <http://doi.org/10.3389/fpls.2016.00594>

Hao, J. H. et al. Reproductive traits associated with invasiveness in *Conyza sumatrensis*. **Journal of Systematics and Evolution**, 47: 245-254, 2009.

Hassan, M.S., Naz, N. and Ali, H., 2022. Evaluation of the allelopathic potential of *Trianthema portulacastrum* L. on *Convolvulus arvensis* L. **Biochemical Systematics and Ecology**, vol. 104, pp. 104491. » <http://doi.org/10.1016/j.bse.2022.104491>

Heap, I. **The International survey of herbicide resistant weeds**. Available in: <www.weedscience.com>. Accessed in: 5 abr. 2025. » www.weedscience.com

Hussain, M.I., Araniti, F., Schulz, M., Baerson, S., Vieites-Álvarez, Y., Rempelos, L., Bilsborrow, P., Chinchilla, N., Macías, F.A., Weston, L.A., Reigosa, M.J. and Sánchez-Moreiras, A.M., 2022. Benzoxazinoids in wheat allelopathy-from discovery to application for sustainable weed management. **Environmental and Experimental Botany**, vol. 202, pp. 104997. » <http://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2022.104997>

Isik, D., Mennan, H., Cam, M., Tursun, N. and Arslan, M., 2016. Allelopathic potential of some essential oil bearing plant extracts on Common Lambsquarters (*Chenopodium album* L.). **Rev. Chim**, vol. 67, no. 3, pp. 455-459.

Kaspary, T. E. et al. Growth, phenology, and seed viability between glyphosate-resistant and glyphosate-susceptible hairy fleabane. **Bragantia**, 76: 92-101, 2017.

Kaspary, T. E. et al. Management of glyphosate-resistant hairy fleabane and contribution of the physiological potential of seeds to resistance. **Revista Caatinga**, 34: 68-79, 2021.

Kaspary, T. E.; Lamego, F. P.; Cutti, L.; Aguiar, A. C. D. M.; Rigon, C. A. G.; Basso, C. J. Growth, phenology, and seed viability between glyphosate-resistant and glyphosate-susceptible hairy fleabane. **Bragantia**, v.76, p.92-101, 2017. » <https://doi.org/10.1590/1678-4499.542>

Lamego, F. P.; Vidal, R. A. Resistência ao glyphosate em biótipos de *C. bonariensis* e *C. canadensis* no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Planta Daninha**, 26: 467-471, 2008.

Latif, S., Chiapusio, G. and Weston, L.A., 2017. Allelopathy and the role of allelochemicals in plant defence. In: G. BECARD, ed. *Advances in botanical research* Cambridge: **Academic Press**, vol. 82, pp. 19-54. » <http://doi.org/10.1016/bs.abr.2016.12.001>.

Lucio, F.R., Kalsing, A., Adegas, F.S., Rossi, C.V.S., Correia, N.M., Gazziero, D.L.P. and Da Silva, A.F., 2019. Dispersal and frequency of glyphosate-resistant and glyphosate-tolerant weeds in soybean-producing edaphoclimatic microregions in Brazil. **Weed Technology**, vol. 33, no. 1, pp. 217-231. » <http://doi.org/10.1017/wet.2018.97>

Oliveira, M.F. and Brighenti, A.M., 2018. Controle de plantas daninhas: métodos físico, mecânico, cultural, biológico e alelopatia [online]. Brasília, DF: **Embrapa**. » <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1103281>

Piasecki, C. et al. Glyphosate applied at the early reproductive stage impairs seed production of glyphosateresistant hairy fleabane. **Planta Daninha**, 37: 1-10, 2019.

Pinho, C. F.; Leal, J. F. L.; Souza, A. dos S.; Oliveira, G. F. P. B. de; Oliveira, C. de; Langaro, A. C.; Machado, A. F. L.; Christoffoleti, P. J.; Zobiolo, L. H. S. First evidence of multiple resistance of Sumatran Fleabane (*Conyza sumatrensis* (Retz.) E. Walker) to five-mode-of-action herbicides. **Australian Journal of Crop Science**, v.13, p.1688-1697, 2019.

Queiroz, A. R. S.; Delatorre, C.; Lucio, F.; Rossi, C.; Zobiolo, L.; Merotto Jr., A. Rapid necrosis: a novel plant resistance mechanism to 2,4-D. **Weed Science**, v.68, p.6-18, 2020. » <https://doi.org/10.1017/wsc.2019.65>

Queiroz, A. R. S.; Delatorre, C.; Markus, C.; Lucio, F.; Angonese, P.; Merotto, A. Rapid necrosis II: physiological and molecular analysis of 2,4-D resistance in Sumatran fleabane (*Conyza sumatrensis*). **Weed Science**, v.70, p.36-45, 2022. » <https://doi.org/10.1017/wsc.2021.71>

Santiago, J.A., Cardoso, M.G., Cruz, F.A., Palmieri, M.J., Souza, R.V., Soares, L.I. and Andrade-Vieira, L.F., 2017. Cytogenotoxic effect of essential oil from *Backhousia citriodora* L. (Myrtaceae) on meristematic cells of *Lactuca sativa* L. **South African Journal of Botany**, vol. 112, pp. 515-520. » <http://doi.org/10.1016/j.sajb.2017.05.011>

Santos, F. M.; Vargas, L.; Christoffoleti, P. J.; Agostinetto, D.; Martin, T. N.; Ruchel, Q.; Fernando, J. A. Estádio de desenvolvimento e superfície foliar reduzem a eficiência de chlorimuronethyl e glifosato em *Conyza sumatrensis*. **Planta Daninha**, v.32, p.361-375, 2014. » <https://doi.org/10.1590/S0100-83582014000200014>

The International Herbicide-Resistant Weed Database [online], 2024 [viewed 18 February 2025]. » <http://www.weedscience.org>

Tigre, R.C., Silva, N.H., Santos, M.G., Honda, N.K., Falcao, E.P.S. and Pereira, E.C., 2012. Allelopathic and bioherbicidal potential of *Cladonia verticillaris* on the germination and growth of *Lactuca sativa*. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, vol. 84, pp. 125-132. <http://doi.org/10.1016/j. PMid:22835725>. » <http://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2012.06.026>

Vargas, L. et al. *Conyza bonariensis* resistente ao glyphosate na Região Sul do Brasil. **Planta Daninha**, 25: 573-578, 2007.