

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

BEATRIZ MONTEIRO BALLADOR

**APERFEIÇOAMENTO DE *Anthracocystis panici-leucophaei* COMO
BIOHERBICIDA PARA O CAPIM AMARGOSO (*Digitaria insularis*)**

**MONTE CARMELO
2024**

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

BEATRIZ MONTEIRO BALLADOR

**APERFEIÇOAMENTO DE *Anthracoystis panici-leucophaei* COMO
BIOHERBICIDA PARA O CAPIM AMARGOSO (*Digitaria insularis*)**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado ao Curso de Agronomia da
Universidade Federal de Uberlândia,
Campus Monte Carmelo, como requisito
necessário para a obtenção do grau de
Engenheira Agrônoma.

Orientador: Bruno Sérgio Vieira

**MONTE CARMELO
2024**

BEATRIZ MONTEIRO BALLADOR

**APERFEIÇOAMENTO DE *Anthracocystis panici-leucophaei* COMO
BIOHERBICIDA PARA O CAPIM AMARGOSO (*Digitaria insularis*)**

Trabalho de Conclusão apresentado ao curso de Agronomia da Universidade Federal de Uberlândia, Campus Monte Carmelo, como requisito necessário para a obtenção do grau de Engenheira Agrônoma.

Aprovado pela Banca Examinadora em 19 de novembro de 2024

Banca Examinadora

Bruno Sérgio Vieira
Orientador

Eliane Mayumi Inokuti
Membro da Banca

Claudia Fabbris
Membro da Banca

Monte Carmelo
2024

RESUMO

O controle de plantas daninhas é um dos principais desafios na agricultura, especialmente em relação ao capim-amargoso (*Digitaria insularis*), uma espécie resistente a herbicidas como o Glyphosate. Essa resistência surge do uso repetitivo de herbicidas com o mesmo mecanismo de ação, favorecendo a seleção de biótipos resistentes. Em culturas como soja, milho e algodão, as perdas de produtividade podem chegar a 80%. Para lidar com essa resistência, o manejo integrado, que combina diferentes métodos de controle, é essencial. Entre as alternativas disponíveis, o controle biológico se destaca pelo uso de fitopatógenos, como o fungo *Anthracoystis panici-leucophaei*. Este fungo pode inibir o crescimento do capim-amargoso em mais de 60% e reduzir significativamente sua produção de sementes. No Brasil, plantas como azevém, buva e capim-amargoso infestam cerca de 20,1 milhões de hectares, gerando custos anuais superiores a R\$ 3,8 bilhões. O capim-amargoso, por ser perene e produzir até 40 mil sementes por planta, é um dos maiores desafios. Este estudo avaliou o uso de esporos do fungo *A. panici-leucophaei* aplicados em diferentes volumes de calda. O menor volume (50 L/ha) foi o mais eficaz no controle das plantas, enquanto o maior volume (400 L/ha) não apresentou sintomas de chicote. O período ideal de incubação para produção de esporos em fermentação líquida foi entre 2 e 3 dias, com temperaturas de 20 a 30 °C. Além disso, o adjuvante Break Thru foi o mais compatível, resultando em maior germinação dos esporos. O estudo também destacou a importância de tecnologias de aplicação de defensivos para maximizar a eficiência, considerando fatores como o tamanho das gotas e a interação com adjuvantes. Esses resultados reforçam o potencial do uso de *A. panici-leucophaei* no controle biológico do capim-amargoso, contribuindo para o manejo sustentável de plantas daninhas.

Palavras-chave: controle biológico. planta daninha. manejo sustentável.

ABSTRACT

The control of weeds is one of the main challenges in agriculture, especially concerning sourgrass (*Digitaria insularis*), a species resistant to herbicides such as Glyphosate. This resistance arises from the repetitive use of herbicides with the same mode of action, favoring the selection of resistant biotypes. In crops like soybean, corn, and cotton, productivity losses can reach up to 80%. To address this resistance, integrated management, which combines different control methods, is essential. Among the available alternatives, biological control stands out through the use of phytopathogens, such as the fungus *Anthracoystis panici-leucophaei*. This fungus can inhibit sourgrass growth by more than 60% and significantly reduce its seed production. In Brazil, weeds like ryegrass, horseweed, and sourgrass infest approximately 20.1 million hectares, generating annual costs exceeding R\$ 3.8 billion. Sourgrass, being perennial and capable of producing up to 40,000 seeds per plant, poses one of the greatest challenges. This study evaluated the use of *A. panici-leucophaei* spores applied in different spray volumes. The lowest volume (50 L/ha) was the most effective in controlling the plants, while the highest volume (400 L/ha) showed no whip symptoms. The optimal incubation period for spore production in liquid fermentation was found to be between 2 and 3 days, at temperatures ranging from 20 to 30 °C. Additionally, the adjuvant Break Thru proved to be the most compatible, resulting in higher spore germination rates. The study also highlighted the importance of pesticide application technologies to maximize efficiency, considering factors such as droplet size and interactions with adjuvants. These findings reinforce the potential of using *A. panici-leucophaei* in the biological control of sourgrass, contributing to sustainable weed management.

Keywords: biological control. weed. sustainable management.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. O ciclo de vida do fungo <i>Ustilago maydis</i> (Ustilaginales) em milho (<i>Zea mays</i>)....	15
Figura 2. Contribuição dos loci a e b na formação da hifa dicariótica infectiva de <i>Sporisorium scitamineum</i>	16
Figura 3. Plantas da testemunha (à direita) e cada tratamento que apresentou sintoma de carvão.....	22
Figura 4. Compatibilidade do fungo <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> com diferentes adjuvantes (UFC).....	25
Figura 5. Comportamento de germinação de <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> em diferentes dias e temperaturas.....	27
Figura 6. Germinação de esporos a 15°C.....	27
Figura 7. Germinação de esporos a 20°C.....	27
Figura 8. Germinação de esporos a 25°.....	27
Figura 9. Germinação de esporos a 30°C.....	28
Figura 10. Germinação de esporos a 35°C.....	28
Figura 11. Germinação de esporos em diferentes temperaturas e diferentes horas de incubação.....	28

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	8
2 OBJETIVOS.....	11
3 REFERENCIAL TEÓRICO.....	12
3.1 Plantas daninhas.....	12
3.2 <i>Digitaria insularis</i>	12
3.3 Controle biológico.....	13
3.4 <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i>	14
3.5 Tecnologia de aplicação.....	16
3.6 Adjuvantes.....	16
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	17
4.1 Obtenção do isolado.....	17
4.2 Semio das plantas de <i>Digitaria insularis</i>	17
4.3 Obtenção de esporídios.....	18
4.4 Pulverização de esporídios de <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> em diferentes volumes de calda sobre plantas de <i>D. Insularis</i>	18
4.5 Compatibilidade do fungo <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> com diferentes adjuvantes.....	19
4.6 Definição do melhor período de incubação do fungo <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> em fermentação líquida.....	21
5 RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	21
6.1. Pulverização de esporídios de <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> em diferentes volumes de calda sobre plantas de <i>D. Insularis</i>	22
6.2. Compatibilidade do fungo <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> com diferentes adjuvantes.....	24
6.3. Definição do melhor período de incubação do fungo <i>Anthracoystis panici-leucophaei</i> em fermentação líquida.....	27
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	30

1 INTRODUÇÃO

As expressões "plantas invasoras", "plantas daninhas" e "ervas daninhas" são usadas amplamente na literatura brasileira. No entanto, todas essas denominações se fundamentam na sua indesejabilidade conforme a perspectiva humana (Brighenti; Oliveira, 2011). Os herbicidas químicos são a principal forma de controle de plantas daninhas, e com a sua aplicação frequente, outro aspecto que tem aumentado é a resistência de biótipos de espécies daninhas a esses produtos. A aplicação repetida de herbicidas químicos com o mesmo modo de ação na mesma região em anos consecutivos tem conduzido à seleção de biótipos resistentes a certos grupos químicos e, conseqüentemente, tem levado a falhas no controle (Inoue, 2011).

O capim-amargoso (*Digitaria insularis*) é uma planta daninha nativa das regiões tropicais e subtropicais da América (Machado et al., 2008) e pertence à família Poaceae. Uma vez estabelecida com a formação de rizomas, a complexidade do controle aumenta. A presença dessa espécie deve ser monitorada nas plantações durante a temporada de cultivo principal, secundária e fora de época, pois ignorar a presença do capim-amargoso pode acarretar num aumento substancial na sua população e, conseqüentemente, em sérios prejuízos na produtividade e elevação nos custos de produção (Gemelli et al., 2012).

O manejo de espécies de plantas daninhas implica na aplicação de práticas que reduzem a infestação no campo e não necessariamente sua eliminação total. A erradicação dessas plantas no campo raramente é atingida em grandes culturas. O nível de controle de plantas daninhas obtido em uma plantação varia de acordo com a espécie, a cultura e os métodos utilizados, tornando-se essencial a combinação de dois ou mais métodos de manejo para alcançar o nível satisfatório, configurando, dessa forma, num controle integrado (Lorenzi, 2006).

O capim amargoso tornou-se significativo em áreas de produção de soja, milho e algodão, especialmente após desenvolver resistência ao herbicida glifosato, devido à sua frequente aplicação, tanto para dessecação antes da semeadura quanto para o manejo pós-emergência de culturas resistentes ao glifosato. Como alternativa de controle, começou-se a usar amplamente os herbicidas graminicidas, inibidores da acetil-CoA carboxilase (ACCase), iniciando assim a seleção de biótipos resistentes a esse princípio ativo (Oliveira, 2020). As perdas causadas na cultura da soja pela competição com *D. insularis* podem chegar a 80% na maior densidade de infestação (Braz, 2021).

O período mais adequado para controlar *D. insularis* deverá ser até 35 dias após a emergência (DAE), quando os rizomas ainda não se desenvolveram. Devido ao crescimento lento dessa espécie até os 45 DAE, já que é uma planta C4, e a emissão das suas inflorescências ocorrer entre os 63 e 70 DAE, recomenda-se a viabilidade do seu controle cultural satisfatório por meio de culturas que cubram rapidamente o solo (Machado et al, 2006). Entretanto, com o uso massivo de herbicidas, há muitos relatos de resistência e o controle biológico surge como uma alternativa promissora.

O manejo utilizando fitopatógenos como agentes de controle biológico de plantas daninhas pode ser dividido em método inundativo ou bioherbicida e método clássico ou inoculativo. O método inundativo é aquele antagonista específico, normalmente fungo, que é produzido em larga escala e aplicado numa alta concentração de inóculo sobre a área infestada pela planta daninha alvo (Boyetchko, 1997). O método de controle biológico clássico, também conhecido como inoculativo, consiste na introdução de inimigos naturais provenientes da região de origem da planta daninha. Após sua liberação no novo ambiente, espera-se que esses agentes se estabeleçam de forma permanente, se reproduzam e se espalhem, promovendo assim o controle sustentado da planta-alvo ao longo do tempo (Adegas et al., 2022).

Os agentes de controle empregados no método inundativo podem ser fungos, bactérias e vírus fitopatogênicos para plantas, buscando assegurar um controle rápido e eficiente da planta daninha específica. De forma análoga ao método químico de controle, requer aplicações periódicas do produto biológico na área, dado que sua presença não se mantém em densidade suficiente para controle ou, dependendo da natureza do agente patogênico, não se desenvolve nos restos da cultura (Boyetchko et al., 2002). Devido à sua similaridade com a estratégia química, o método inundativo é também conhecido como bioherbicida (Adegas et al., 2022). Os agentes de controle biológicos sob circunstâncias típicas de campo, não geram influência adequada para reduzir a população do hospedeiro, portanto, um inóculo produzido em larga escala e formulado (bioagente) é fabricado e distribuído sobre a população da planta daninha (Oliveira; Brighenti, 2018).

Fungos causadores de carvões têm sido estudados como potenciais agentes de controle biológico para várias espécies de plantas daninhas. Alguns têm apresentado resultados promissores, como no caso de *Sporisorium ophiuri*, fungo causador de carvão infectando *Rottboellia cochinchinensis* (capim camalote), que é uma planta daninha agressiva nos trópicos húmicos (Smith et al., 1997).

Os fungos causadores de doenças conhecidas como carvão são microrganismos do filo Basidiomycota, representando um risco para diversas culturas de cereais. São dimórficos (possui uma fase sexuada e uma fase assexuada) para serem patogênicos e tornarem prejudiciais às plantas, células miceliais fúngicas compatíveis devem se unir por meio de reprodução sexuada. A fusão e a capacidade patogênica são controladas por dois loci, a e b, que contêm genes similares. Existem cerca de 1.200 espécies de fungos conhecidas causadoras de carvão, que podem infectar mais de 4.000 espécies diferentes de plantas. A maioria dessas plantas hospedeiras pertence à família das gramíneas (Poaceae) e inclui culturas essenciais como milho, cevada, trigo, aveia, sorgo, cana-de-açúcar e gramíneas forrageiras (Bakkeren, 2008).

Anthracoystis panici-leucophaei tem se destacado como um fungo promissor para o controle do capim amargoso, pois inibe sistemicamente o crescimento das plantas inoculadas e reduz de maneira significativa a produção de suas sementes (Alves et al., 2023). Os sintomas de carvões são caracterizados pelo surgimento de massas pulverulentas escuras na parte aérea das plantas. Essa estrutura, chamada de chicote, é envolvida por uma película prateada e contém uma massa escura composta por estruturas reprodutivas (teliósporos) do fungo. Esse aspecto torna os carvões fáceis de identificar. São parasitas obrigatórios, permanecendo por longos períodos nos hospedeiros antes de manifestarem os sintomas. Esse patógeno prejudica as plantas hospedeiras ao retirar nutrientes e ao causar distúrbios no desenvolvimento dos meristemas e das sementes (Kimati et al., 1997), além disso, reduz drasticamente o seu crescimento. Durante o ciclo de vida do fungo, são gerados basicamente dois tipos de esporos, os ustilósporos e os basidiósporos, também conhecidos como esporídios primários e esporídios secundários, respectivamente. Tanto o micélio dos esporídios primários quanto dos esporídios secundários podem infectar o hospedeiro. Diferentemente dos teliósporos, os esporídios têm uma parede celular delicada e são considerados de curta vida devido à sua sensibilidade à dessecação. A infecção ocorre por meio dos esporídios quando este é depositado em tecidos jovens ou na panícula da planta hospedeira suscetível (Nunes, 2006).

O manejo de plantas daninhas é uma prática crucial na produção de alimentos. O controle de plantas indesejadas deve ser conduzido de forma sustentável, integrando uma variedade de métodos, com o objetivo de garantir uma vantagem competitiva máxima para as culturas em relação às espécies daninhas. Isso visa preservar a qualidade máxima dos produtos colhidos, além de proteger o meio ambiente, a saúde humana e animal (Oliveira,

2018).

Uma das principais consequências da resistência das plantas daninhas aos herbicidas químicos é o aumento dos gastos associados ao seu controle. As perdas anuais globais devido a plantas daninhas são estimadas em bilhões de dólares, e sua relevância varia conforme a cultura e a região geográfica (Steven et al., 1997). Em média, a presença de plantas daninhas causa uma redução de 30 a 40% na produção agrícola em países de clima tropical (Lorenzi, 2000). Além disso, no que diz respeito aos custos de produção, o controle das plantas daninhas é um dos fatores mais onerosos, representando de 15% a 40% do valor total gasto com insumos (Vieira, 2018).

Estima-se que existam cerca de 20,1 milhões de hectares infestados com populações resistentes das três principais plantas daninhas no Brasil: azevém, buva e capim-amargoso. O incremento médio anual nos custos de controle é calculado em aproximadamente R\$ 813.790.000,00 para o azevém, R\$ 1.312.850.000,00 para a buva e R\$ 1.750.925.000,00 para o capim-amargoso (Adegas, 2017). Quando há uma manifestação de resistência das plantas a herbicidas químicos em uma determinada área ou região, é fundamental realizar uma análise minuciosa das opções de controle, pois isso se torna crucial para assegurar o êxito no manejo das plantas daninhas (Melo, 2012).

Considerando a urgência do manejo de plantas daninhas e o aumento contínuo da necessidade por soluções inovadoras, especialmente diante da emergência de casos de resistência cruzada ou múltipla a diversos mecanismos de ação, novas opções de controle têm ganhado destaque, e entre elas está o controle biológico (Goeden et al., 1983).

2 OBJETIVOS

Avaliar o potencial da pulverização de propágulos do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda sobre plantas de *D. insularis*.

Avaliar o melhor período de incubação do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* em fermentação líquida.

Avaliar a compatibilidade do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* com diferentes adjuvantes.

3 REFERENCIAL TEÓRICO

3.1. Plantas daninhas

Um conceito abrangente de planta daninha as define como qualquer planta que cresce onde não é desejada (Brighenti; Oliveira, 2011). As plantas daninhas, estão presentes desde que o ser humano parou de ser nômade (começou a cuidar de animais e a cultivar vegetais perto do local de residência), sendo caracterizados como qualquer vegetal sem valor financeiro que compete com uma atividade do ser humano (Silva et al., 2007). As características das plantas daninhas que promovem a seleção de biótipos resistentes incluem um ciclo de vida breve, uma alta capacidade de produção de sementes, uma baixa dormência das sementes, múltiplas gerações reprodutivas por ano, uma notável suscetibilidade a um herbicida específico e uma vasta diversidade genética (Christoffoleti et al., 1994; Vidal; Fleck, 1997; Vargas et al., 1999). Essas plantas daninhas demonstram uma forte capacidade competitiva em relação às culturas agrícolas por nutrientes, água e luz (Pitelli, 1987). Por essa razão, as plantas daninhas são consideradas um dos principais elementos que restringem a produtividade agrícola em todo o mundo (Alves, 2023).

A resistência das plantas daninhas aos herbicidas químicos surge como resultado de um processo evolutivo (Christoffoleti, 1994). A observação e o registro de biótipos de plantas daninhas resistentes a herbicidas na agricultura brasileira e global é um fenômeno amplamente documentado e relatado para praticamente todos os herbicidas em uso na agricultura (Christoffoleti, 2003). O surgimento de resistências geralmente ocorre com mais frequência em áreas onde há o uso repetido de herbicidas do mesmo grupo químico, ou de diferentes grupos químicos, mas que compartilham o mesmo mecanismo de ação (Duke; Powles, 2008; Powles; Yu, 2010). De acordo com Heap (2024), há registros de 533 casos de plantas daninhas resistentes em 273 espécies diferentes (156 dicotiledôneas e 117 monocotiledôneas), e esse número tem aumentado a cada ano. As ervas daninhas desenvolveram resistência a 21 dos 31 locais de ação de herbicidas conhecidos e a 168 herbicidas diferentes.

3.2. *Digitaria insularis*

Dentre as espécies de plantas daninhas de grande importância econômica para a agricultura brasileira destaca-se o capim-amargoso (*Digitaria insularis*) (Zobiole et al., 2016). *Digitaria insularis* é uma planta perene que apresenta a capacidade de emergir e desenvolver-se praticamente ao longo de todo o ano nas condições climáticas do Brasil (Gemelli et al., 2012). O Brasil é o país com maior variedade de espécies do gênero *Digitaria*, sendo verificada a presença de 26 espécies nativas e 12 exóticas, originando desafios em diversos cultivos de expressão econômica e localizadas em múltiplas regiões do território brasileiro, em uma vasta diversidade de ambientes (Mondo et al., 2010). As sementes são os principais meios de disseminação da *D. insularis* para novas regiões, sendo uma espécie altamente prolífica, pois pode gerar até 40.000 sementes/planta/ano (Takano et al., 2020). Estas sementes são envoltas por pelos, o que facilita sua disseminação por animais, insetos e pelo vento (Gemelli et al., 2012).

Pereira et al. (2017), examinaram biótipos de *D. insularis* sensíveis e resistentes ao glifosato e observou-se uma curva de crescimento semelhante entre os dois biótipos, no entanto, os biótipos resistentes exibiram uma eficiência competitiva e um acúmulo de matéria seca de raízes superiores, mas geraram menos perfilhos e inflorescências. O biótipo resistente de *D. insularis* não seria benéfico em comparação com a população original de biótipos sensíveis em um ambiente sem aplicação de glifosato, devido ao baixo potencial de produção de biomassa na parte aérea da planta e à sua capacidade reprodutiva (Vargas et al., 2005).

3.3. Controle biológico

O controle biológico é um processo natural que envolve a regulação da quantidade de plantas e pragas prejudiciais à agricultura por meio de agentes biológicos que causam mortalidade, também conhecidos como inimigos naturais (Cruz, 2015). Todo ser vivo ou planta possui um agente biótico responsável por sua mortalidade (Parra, 2019), quando se trata de plantas daninhas, são chamados de bioherbicidas. Os bioherbicidas, além de controlarem eficientemente as plantas daninhas, minimizam os danos ambientais causados pelo uso contínuo de herbicidas sintéticos. O Brasil tem um grande potencial para adotar os bioherbicidas, devido à sua rica diversidade de plantas e aos variados sistemas de cultivo agrícola praticados em seu território (Galon, 2016).

O controle biológico de plantas daninhas ocorre de forma natural nos campos

agrícolas. As observações de campo fornecem evidências convincentes de sua existência (Pitelli, 2003), porém o ataque desses microrganismos às plantas daninhas de forma natural não é eficiente. Estratégias de controle biológico de plantas daninhas têm sido empregadas mundialmente no manejo de plantas daninhas em pastagens, na eliminação de plantas infestantes em corpos hídricos, no manejo de plantas daninhas resistentes a herbicidas e na agricultura orgânica (Oliveira, 2018).

3.4. *Anthracocystis panici-leucophaei*

Alves (2023) em sua pesquisa comprovou a especificidade do fungo *Anthracocystis panici-leucophaei* a *D. insularis*, inoculando nas seguintes plantas: *Saccharum officinarum*, *Oryza sativa*, *Triticum* spp, *Sorghum bicolor*, *Zea mays*, *Pennisetum glaucum*, *Eleusine indica*, *Urochloa hibrida*, *Urochloa brizantha*, *Urochloa ruziziensis*, *Panicum maximum* e *Cynodon* spp. As plantas acima não são suscetíveis ao fungo pois não apresentaram sintomas de carvão em suas estruturas reprodutivas.

O fungo, quando infecta o capim-amargoso, causa uma infecção generalizada na planta, afetando significativamente seu crescimento. Além disso, essa infecção leva a uma redução significativa na produção de sementes pela planta hospedeira (Souza, 2022). A germinação dos esporídios em condições laboratoriais, como por exemplo em ágar-água em Placas de Petri, dá origem a novos esporídios. Esses esporos brotam como células de levedura, dando origem a colônias leveduriformes-like (Vánky, 2004). O estágio fenológico de *D. insularis* afeta sua suscetibilidade ao fungo. Plantas recém-emergidas, com apenas um par de folhas, demonstram maior sensibilidade à *Anthracocystis panici-leucophaei* (Souza, 2022).

Sporisorium panici-leucophaei, foi previamente identificado em plantas de *Digitaria insularis* (Vanky, 2004), sendo posteriormente renomeado como *Anthracocystis panici-leucophaei* (McTaggart, 2012). A espécie apresenta um ciclo de vida dimórfico, com uma fase haploide (leveduriforme) e uma fase de hifa dicariótica. O ciclo começa com a germinação dos teliósporos (2n), seguida pela meiose, que produz os esporídios (n). Esporídios sexualmente compatíveis se fundem para formar a hifa dicariótica infectiva. Esta hifa dicariótica desenvolve um apressório para invadir os tecidos meristemáticos da planta (Lloyd et al, 1980).

Como *Anthracocystis panici-leucophaei* é um microrganismo dimórfico, só é possível

cultivá-lo em meio de cultura através de seus esporídios (estruturas haploides). A inoculação também é feita através dessas estruturas haploides, que posteriormente se transformam em diploides, formando ustilósporos na planta e formando posteriormente a estrutura do carvão (Figura 1).

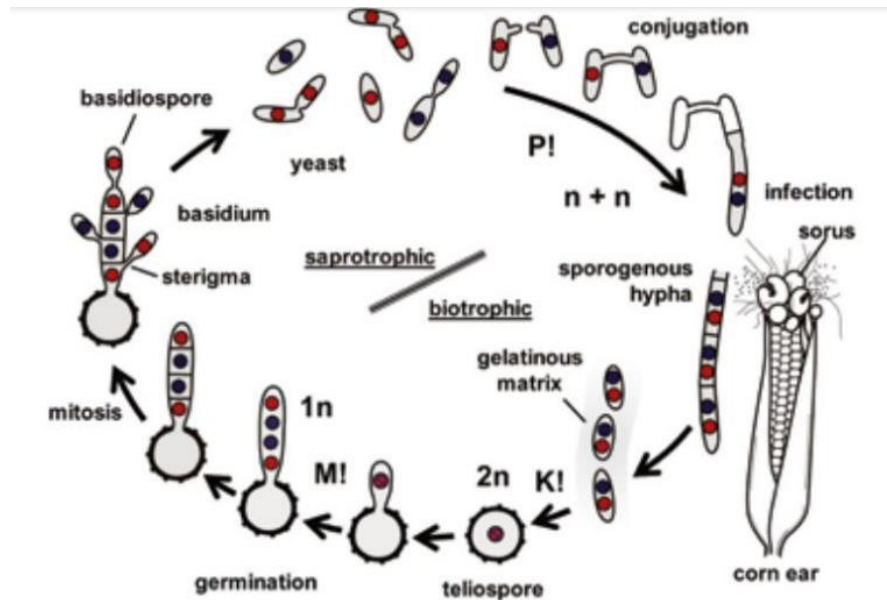


Figura 1. O ciclo de vida do fungo *Ustilago maydis* (Ustilaginales) em milho (*Zea mays*). 1n: haplóide, P!: plasmogamia, n+n: dicariótica, K!: cariogamia, 2n: diplóide, M! meiose. (Piepenbring, 2022 apud. Salazar-Yepes, 1996).

A compatibilidade ocorre quando dois esporídios apresentam alelos diferentes em dois loci genômicos simultaneamente, chamados de “a” e “b” (Bakkeren et al 2008). O locus “a” é responsável pelo reconhecimento químico celular dos esporídios e pela formação da hifa dicariótica. Por sua vez, o locus “b” governa o reconhecimento entre os núcleos coexistentes na hifa dicariótica e controla a transcrição de genes associados à manutenção do crescimento dicariótico. Esse processo culmina com a emissão de um apressório, uma estrutura que auxilia o fungo durante a infecção da planta (Bakkeren; Kronstad, 1993; 1994; Bölker, 2001) (Figura 2).

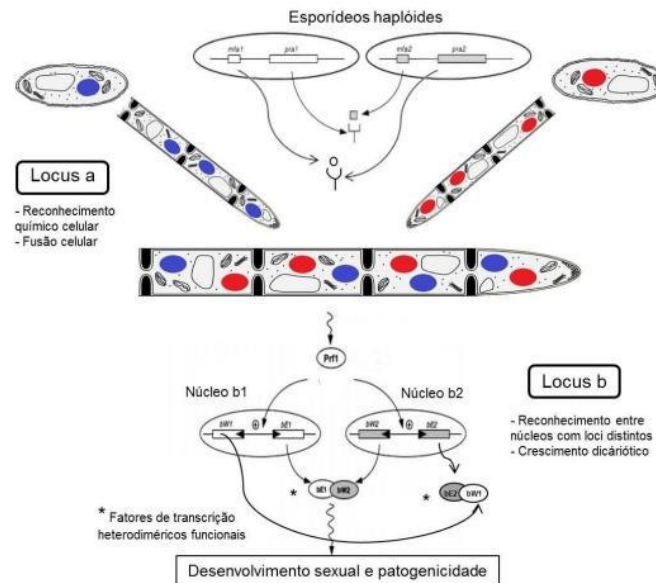


Figura 2. Contribuição dos loci a e b na formação da hifa dicariótica infectiva de *Sporisorium scitamineum*. Os núcleos azuis representam o tipo de reação sexual ‘A’ e 119 os núcleos vermelhos o tipo de reação sexual ‘B’, o sistema de reconhecimento químico e de formação do fator de transcrição heterodimérico foram adaptados de Bölker (2001) por Longatto (2014).

3.5. Tecnologia de aplicação

A tecnologia de aplicação de defensivos agrícolas refere-se à aplicação de conhecimentos científicos para garantir que o produto biologicamente ativo seja corretamente direcionado para o alvo, na quantidade adequada, de maneira econômica e com o mínimo de contaminação em áreas não destinadas (Contiero, 2018). Pulverizações com gotas muito grandes têm o efeito de molhar excessivamente a folhagem, resultando em gotejamento e escorrimento da solução para o solo. Além disso, a lavagem provocada pela pulverização grosseira pode remover solutos das folhas. Portanto, as pulverizações foliares devem ser realizadas levando em consideração a capacidade das folhas de reter a solução. O tamanho das gotículas deve ser ajustado de acordo com a molhabilidade da cutícula, a formulação da solução utilizada (com ou sem surfatante), o estágio fisiológico da planta e a capacidade de absorção de suas folhas (Rodrigues, 2003).

3.6. Adjuvantes

Segundo Costa et al. (2003), a incorporação de substâncias químicas que favorecem a solubilização e dispersão do ingrediente ativo, aumentando a deposição, adesão, molhamento

e retenção da calda pulverizada, pode elevar tanto a toxicidade dos bioinseticidas quanto dos agrotóxicos em relação ao alvo. Essas substâncias são chamadas de adjuvantes. Os adjuvantes podem aprimorar a qualidade das aplicações, mas a interação entre adjuvante e agrotóxico é um processo complexo, envolvendo diversos aspectos físicos, químicos e fisiológicos, que podem diferir dependendo das condições analisadas (Mendonça e Raetano, 2007). Interações complexas podem levar a um aumento (sinergismo) ou a uma diminuição (antagonismo) da eficácia no controle do alvo desejado. Esse tipo de interação pode acontecer mesmo quando a combinação de produtos é fisicamente compatível. Como resultado, a combinação de produtos pode diminuir a eficácia das moléculas em relação ao alvo e até aumentar a seleção de populações de organismos resistentes (Belz et al., 2008; Queiroz et al., 2008; Ikeda, 2013; Petter et al., 2013).

Os fungicidas têm afinidades distintas com os adjuvantes, o que torna impossível fazer recomendações generalizadas. Os adjuvantes podem modificar as propriedades físico-químicas das caldas, e o uso adequado deles pode melhorar o desempenho dos produtos aplicados (Ribeiro, 2021). Isso porque eles melhoram a retenção das gotas da calda e ajudam a distribuir de maneira mais uniforme a cobertura sobre a superfície da planta, ao diminuir a tensão superficial e ao ângulo de contato das gotas nas folhas das plantas (Idziak, 2023).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Obtenção do isolado

O isolado KDI0166 foi obtido da coleção de culturas do Laboratório de Microbiologia e Fitopatologia (LAMIF) da Universidade Federal de Uberlândia – campus Monte Carmelo. Ele foi previamente identificado no trabalho de Souza (2022). O isolado está preservado em glicerol 10% no ultrafreezer a -80 °C. Para recuperação do isolado, o fragmento preservado foi repicado para placas de Petri contendo o meio de cultura batata dextrose ágar (BDA) e mantido em BOD a 25 °C com fotoperíodo de 12 horas.

4.2. Semeadura das plantas de *Digitaria insularis*

As sementes de capim-amargoso, coletadas a campo, foram desinfestadas

previamente, com hipoclorito de sódio a 1% por 5 minutos e o excesso do hipoclorito foi retirado com a lavagem das sementes em água corrente, para eliminar os possíveis fungos saprófitas que se encontram na superfície da semente. A semeadura foi realizada superficialmente em vasos de plástico com o volume de 10 litros, contendo uma mistura de solo, areia e esterco, autoclavados por 1 hora, na proporção de 1: 1: 1. Foram semeadas aproximadamente 25 a 30 sementes por vaso em casa-de-vegetação e foram cobertos com plástico filme para evitar a dispersão das sementes pelo vento, o qual foi retirado somente após a emergência das plântulas (7 dias após a semeadura). As plantas foram inoculadas aproximadamente 15 dias após o semeio, quando possuíam um par de folhas verdadeiras.

4.3. Obtenção de esporídios

O isolado KDI0166 foi mantido em placas de Petri contendo o meio de cultura BDA por cinco dias incubado em BOD a 25 °C com fotoperíodo de 12 horas. Posteriormente, cinco fragmentos de 1 cm² foram retirados das margens do crescimento e transferidos para erlenmeyers contendo 150 mL do meio líquido yeast malt (YM) (3 g/L de extrato de levedura, 3 g/L de extrato de malte, 5 g/L de peptona de soja, 10 g de glicose) previamente autoclavado e incubados em agitador orbital (shaker) a uma temperatura de 28 °C a 150 rpm durante 4 dias para multiplicação das células haploides levedura-like (esporídios). No dia da inoculação, a suspensão contendo esporídios do isolado KDI0166 foi transferido para um bécker, homogeneizado e foi feita a contagem da quantidade de esporos na câmara de Neubauer, sendo ajustada para uma concentração de 1×10^8 esporídios/mL.

4.4. Pulverização de esporídios de *Anthracoystis panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda sobre plantas de *D. insularis*

Foram testados diferentes volumes de calda de suspensões aquosas contendo propágulos de *Anthracoystis panici-leucophaei*. Para obter a suspensão, foi realizada a repicagem de fragmentos do fungo em BDA para o meio líquido YM, que foi previamente autoclavado, e depois da repicagem foi colocado no shake a 150 rpm por 4 dias. Após esse tempo, foi realizada a contagem de esporídios na câmara de Neubauer e a concentração foi ajustada para 1×10^8 esporídios/mL. Os volumes de calda testados foram: 50, 80, 100, 200 e 400 L/ha de suspensões de esporos do fungo com adição de 0,1% do adjuvante Break thru®

e a testemunha consistiu em apenas água destilada esterilizada com 0,1% do adjuvante Break thru®, no maior volume de calda testado (400 L/ha). Para a aplicação dos diferentes volumes de calda foi utilizada a câmara de pulverização TE 9000. Após a aplicação das suspensões nas plântulas de capim amargoso, os vasos foram mantidos em câmara úmida por 48 horas e a superfície do solo foi irrigada diariamente. As plantas foram mantidas em condições de casa de vegetação e a avaliação foi realizada aos 60 dias após as inoculações.

Tabela 1: Suspensões de esporídios de *A. panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda

T1	Testemunha (400 L de ADE + adjuvante Break thru®/ha)
T2	400 L/ha (KDI166 + Break thru®)
T3	200 L/ha (KDI166 + Break thru®)
T4	100 L/ha (KDI166 + Break thru®)
T5	80 L/ha (KDI166 + Break thru®)
T6	50 L/ha (KDI166 + Break thru®)

Foram avaliados os seguintes parâmetros aos 60 dias após as pulverizações: altura de plantas (cm), o número de panículas com teliósporos, peso fresco e à biomassa seca da parte aérea das plantas.

Como muitas plantas foram perdidas no experimento devido às condições adversas na casa de vegetação, optou-se por fazer uma análise descritiva comparando as plantas que foram inoculadas e as plantas da testemunha. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado.

4.5. Compatibilidade do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* com diferentes adjuvantes

O isolado KDI166 foi repicado para erlenmeyers contendo o meio líquido YM por 4 a 5 dias no shaker a 150 rpm. Após esse período, foi realizada a contagem dos esporos para conhecer a concentração dos esporídios com o auxílio de uma câmara de Neubauer. A concentração do KDI166 foi ajustada com água salina 0,85% para 1×10^6 esporídios/mL. Para cada adjuvante testado, foi necessário 30 mL da suspensão do KDI166 que não tinha adição de adjuvante e foi transferida para erlenmeyers esterilizados com capacidade de 150 mL. Em

seguida, foi realizada a preparação de 30 mL de água com o dobro da concentração do adjuvante (recomendado pela bula). Depois foi adicionada nesse solução 30 mL da suspensão de esporídios do KDI166, chegando assim na concentração final de adjuvante recomendada pelo fabricante. Para o controle, foi utilizado 30 mL de uma solução estéril de NaCl a 0,85% e 30 mL da suspensão do KDI166. Os erlenmeyers foram mantidos em agitador rotativo com controle de temperatura a 150 rpm na temperatura de 25°C. Após 2 horas de exposição do KDI166 ao produto, alíquotas de 1000 µL foram retiradas e submetidas a diluição seriada em fator 1:10, em tubos de ensaio contendo 9 mL de solução estéril de NaCl a 0,85%. Para cada adjuvante foram necessários 6 tubos de ensaio, totalizando 66 tubos para os 11 tratamentos, que foram tampados com algodão e colocadas em um becker de plástico tampado com papel kraft. Alíquotas de 100 µL de 3 amostras das diluições 10^{-4} , 10^{-5} e 10^{-6} foram transferidas para placas de Petri contendo o meio de cultura BDA + triton. Foram preparadas 3 placas por cada diluição (10^{-4} , 10^{-5} e 10^{-6}), com 2 repetições cada, totalizando 66 placas e a suspensão foi espalhada com o auxílio de uma alça de Drigalski. As placas foram incubadas a BOD a 30 °C e foi realizada uma contagem diária das colônias para determinar o número de unidades formadoras de colônia por mL (UFC/mL) das suspensões contidas nos frascos. Os tratamentos foram os seguintes:

Tabela 2: Dose recomendada e utilizada de cada adjuvante por tratamento

Tratamentos	Doses recomendadas	Dose adicionada na água (2x) para 100 mL
T1- Silwet L77	0,05%	100 µL
T2- Break thru	0,1%	200 µL
T3- Aureo	0,1%	200 µL
T4- TA35	0,15%	300 µL
T5- Dropon	0,05%	100 µL
T6- Contact	0,05%	100 µL
T7- BH-01 (Koppert)	0,1%	200 µL
T8- BH-03 (Koppert)	0,1%	200 µL

T9- Umectante (Koppert)	0,1%	200 µL
T10- Tween 80	0,1%	200 µL
T11- Água salina	-	-

O produto foi considerado:

Compatível: Se a redução de UFC for menor que 30%

Moderadamente compatível: Se a redução estiver entre 30 e 60%

Incompatível: Se a redução de UFC for maior que 60%

4.6. Definição do melhor período de incubação do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* em fermentação líquida

Foi realizado um experimento para avaliar o crescimento do *Anthracoystis panici-leucophaei* (KDI166) em diferentes períodos de incubação, variando de 2 a 6 dias. Para isso, foram preparados seis erlenmeyers de 250 mL, cada um contendo 150 mL de meio YM. Os erlenmeyers foram fechados com algodão e papel pardo, e em seguida, autoclavados para garantir a esterilização do meio.

No dia seguinte à autoclavagem, 5 fragmentos do isolado KDI166 de 1 cm² foi repicado em cada um dos erlenmeyers. Os frascos foram então colocados em um shaker, proporcionando agitação constante, a 150 rpm, para favorecer o crescimento do esporídio. Após os períodos de incubação estabelecidos em diferentes temperaturas (15, 20, 25, 30 e 35°C), foram realizadas as avaliações do crescimento e viabilidade do fungo, através da contagem de esporos germinados.

Nos dias de avaliação, foi obtida uma suspensão de esporos concentrada e para fazer a diluição foi utilizada água destilada esterilizada (ADE). Após a suspensão chegar na diluição desejada (10⁶ esporídios/mL), foi colocado 10 mL da suspensão em cada placa de Petri esterilizada contendo o meio de cultura BDA e as placas foram adicionadas em BOD nas temperaturas de 15, 20, 25, 30 e 35°C. Após 16 hrs, foram preparadas 3 lâminas com 1 gota da suspensão e 1 gota de azul de algodão para paralisar a germinação dos esporídios em cada temperatura. Em cada lâmina, foram observados 100 esporos, contabilizando-se a quantidade germinada e não germinada. Ao final das 3 repetições, o total observado foi de 300 esporídios. Um esporídio foi considerado germinado quando seu tubo germinativo estava

com o tamanho igual ou maior ao diâmetro do próprio esporídio.

Após fazer o teste com os diferentes dias de incubação, foi feito o mesmo teste com diferentes horas, para observar quantas horas o fungo leva para germinar nas melhores temperaturas que foram observadas no teste anterior. Foram feitas leituras nas horas 0, 2, 4, 6 e 8 horas após a incubação.

A análise estatística foi feita utilizando o teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade utilizando o software R.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Pulverização de esporídios de *Anthracoystis panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda sobre plantas de *D. Insularis*

Análise descritiva dos tratamentos: aos 33 dias após as pulverizações, apareceu o primeiro sintoma de carvão em uma planta do T6 (50 L/ha) (R1) e depois de 2 dias apareceu o segundo sintoma de carvão em outra planta do mesmo vaso. Outras plantas com sintomas de carvão foram observadas 60 dias após a inoculação, nos seguintes tratamentos: T4 (R2), T3 (R3 e R4), T5 (R2, R3 e R4), T6 (R2, R3 e R4). Não foram observadas plantas com sintomas de carvão no tratamento T2, que tinha o maior volume de calda (400 L/ha) e o tratamento com maior número de plantas com sintomas de carvão foi o T6, que tinha o menor volume de calda testado (50 L/ha).

Tabela 3: Relação entre tratamentos e presença ou ausência de sintomas de carvão

T1	Testemunha (ADE + Break thru)	Não apresentou sintoma de carvão
T2	400 L/ha (KDI166 + Break thru)	Não apresentou sintoma de carvão
T3	200 L/ha (KDI166 + Break thru)	Apresentou sintoma de carvão
T4	100 L/ha (KDI166 + Break thru)	Apresentou sintoma de carvão
T5	80 L/ha (KDI166 + Break thru)	Apresentou sintoma de carvão
T6	50 L/ha (KDI166 + Break thru)	Apresentou sintoma de carvão

Reporte fotográfico representando os tratamentos com pulverizações de suspensões de esporídios de *Anthracoystis panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda sobre plantas de *D. Insularis* (figura 3).

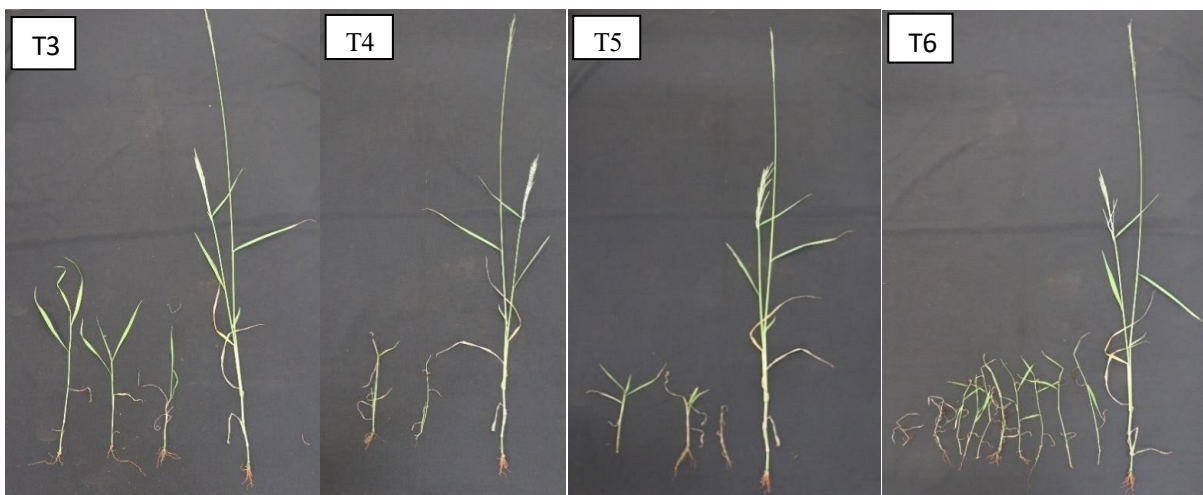


Figura 3. Plantas da testemunha (à direita) e cada tratamento que apresentou sintoma de carvão. T3: 200 L/ha (KDI166 + Break thru); T4: 100 L/ha (KDI166 + Break thru); T5: 80 L/ha (KDI166 + Break thru) e T6: 50 L/ha (KDI166 + Break thru)

Além dos sintomas de carvão, é possível observar nos tratamentos T3, T4, T5 e T6 uma redução no crescimento e desenvolvimento das plantas. A altura das plantas inoculadas variou de 0,11 m até 0,54 m e o peso fresco variou de 0,03 g até 1,78 g aos 60 dias após a semeadura. Enquanto as plantas da testemunha (não inoculadas com o fungo), a altura variou de 1,10 m até 1,32 m e o peso fresco variou de 3,37 g até 9,32 g. O fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* inibiu o crescimento das plantas em aproximadamente 60,1% e reduziu em 80% seu peso fresco. O tratamento 6 (menor volume de calda), foi o único que apresentou plantas mortas, entretanto não é um sintoma comum causado por patógenos que causam carvão. Esses resultados confirmam a afirmação de Kimati et al. (1997), onde fungos responsáveis pelos sintomas de carvão podem, além de provocar o aparecimento do chicote, também causar outros problemas nas plantas, como subdesenvolvimento, crescimento excessivo de brotações e, raramente, a morte da planta.

García-Guzmán, (1997) testaram os efeitos do fungo *Ustilago cinodontis* em *Cynodon dactylon* (grama-seda), que é uma planta que se reproduz através de estolões, que são caules modificados que crescem rente ao solo, emitindo raízes e dando origem a novas plantas ligadas a planta mãe. Os autores observaram que a transmissão da doença ao longo dos estolões foi irregular, já que alguns segmentos permaneceram saudáveis, apesar de terem sido originados de plantas infectadas. Sugere-se que o patógeno esteve presente nesses segmentos em algum momento, mas aparentemente acabou morrendo ou que o rápido crescimento da planta pode ajudar a conter a infecção. Com *A. panici-leucophaei*, também houve problemas com a infecção do fungo em algumas plantas, porém a principal hipótese

levantada é com relação a tecnologia de aplicação e ao uso de adjuvantes que não auxiliaram o fungo na sua distribuição uniforme na planta. Outra hipótese é que algumas plantas podem ter germinado depois da inoculação e por isso não apresentou os sintomas de carvão. Fatores como a eficácia da aplicação e a compatibilidade dos adjuvantes podem impactar a capacidade do fungo de penetrar nas estruturas vegetais, limitando a infecção em algumas plantas ou partes dela, similar ao observado com *Ustilago cynodontis*, onde nem todas as partes da planta foram afetadas.

Fischer e Holton (1957) destacaram a relevância de realizar a inoculação durante os estádios fenológicos iniciais das plantas daninhas, já que esse é o período em que elas geralmente são mais suscetíveis à infecção por fungos causadores de carvão. Nos experimentos realizados por Johnson e Baudoin (1997), demonstrou-se uma alta incidência de carvão, provocada pelo fungo *Ustilago syntherismae*, em plantas de capim-colchão (*Digitaria ciliares*) apenas quando o intervalo entre o semeio e a inoculação não ultrapassou quatro dias e a profundidade do plantio não ultrapassou 1 cm.

Souza, (2022) usou uma concentração de 1×10^6 esporídios de *A. panici-leucophaei*/mL e as plantas apresentaram redução de massa seca, da parte aérea, de clorofila A e de altura das plantas de *D. insularis*. Porém, nesse trabalho, a concentração da calda fungicida foi ajustada para 1×10^8 , para aumentar a capacidade de infecção do fungo. Johnson e Baudoin (1997) conduziram experimentos em estufas para investigar o potencial do fungo *Ustilago syntherismae* como agente de controle biológico da *Digitaria ciliaris* (capim-colchão). Eles analisaram a incidência de plantas infectadas, que foram semeadas a uma profundidade de 1 cm e inoculadas com teliósporos de *U. syntherismae*, sendo semeadas entre 0 e 22 dias antes da aplicação (DAA). O maior percentual de infecção foi observado quando a inoculação ocorreu no mesmo dia da semana, em três diferentes concentrações de inóculo ($3,6 \times 10^7$, $7,0 \times 10^6$ e $1,8 \times 10^6$ teliósporos mL^{-1}), com incidências de aproximadamente 86%, 81,5% e 57%, respectivamente. Por outro lado, quando a semelhança de *D. ciliaris* aconteceu entre 7 e 22 DAA, houve uma diminuição no número de plantas infectadas, concluindo que o estágio fenológico das plantas pode influenciar a capacidade de infecção do fungo na planta alvo. Para trabalhos futuros com *A. panici-leucophaei*, poderia ser realizado testes para determinar a melhor concentração de infecção do fungo.

O período de incubação do carvão cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) em condições naturais não é conhecido com exatidão uma vez que, a expressão dos sintomas está mais

relacionada com a época de maior perfilhamento do hospedeiro e guarda pouca relação com a época da infecção. Esta, na realidade, pode ocorrer durante um período de vários meses antes do perfilhamento e da expressão dos sintomas (Bergamin, 2002). Com esse experimento, foi possível observar que o período de incubação de *Anthracoystis panici-leucophaei*, foi de 33 a 60 dias, sendo que em 90 dias, muitas plantas já haviam morrido, mesmo não sendo um sintoma característico desse fungo. Além disso, não foi observado relação entre perfilhamento e expressão dos sintomas de carvão, já que os sintomas apareceram em períodos semelhantes em todos os tratamentos, mostrando que a expressão de sintomas está relacionada com a época de infecção.

5.2. Compatibilidade do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* com diferentes adjuvantes

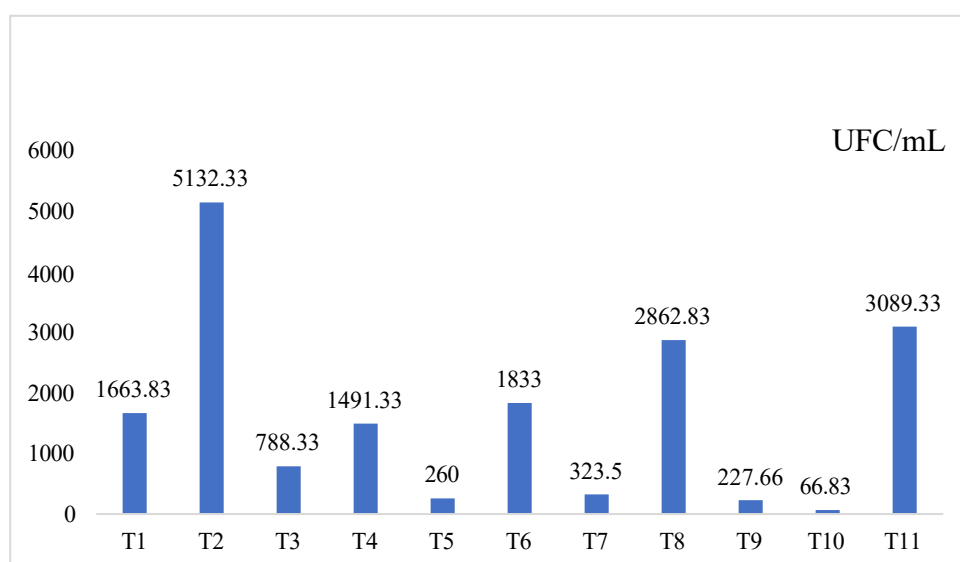


Figura 4. Compatibilidade do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* com diferentes adjuvantes (UFC/mL). T1- Silwet L77; T2- Break thru; T3- Aureo; T4- TA35; T5- Dropon; T6- Contact; T7- BH-01 (Koppert); T8- BH-03 (Koppert); T9- Umectante (Koppert); T10- Tween 80; T11- Água salina.

O T2, que é o adjuvante Break thru obteve 60% a mais de colônias, se comparado com a testemunha (água salina), sendo o adjuvante mais compatível com *Anthracoystis panici-leucophaei*. O T8 (BH-03) teve uma redução de 7,33% de colônias se comparado com a testemunha, ou seja, uma redução menor que 30%, podendo ser encaixado no grupo de adjuvantes compatíveis.

Os tratamentos T1, T4 e T6, composto pelos adjuvantes Silwet L77, TA 35 e Contact

se apresentaram moderadamente compatíveis, com redução de 53,86%; 51,72% e 40,67%, respectivamente.

Os tratamentos T3, T5, T7, T9 e T10 constituídos pelos adjuvantes Áureo, Dropon, BH- 01, Umectante e Tween 80 apresentaram incompatibilidade com *A. panici-leucophaei*, com redução de 74,48%; 91,58%; 89,53%; 92,63% e 97,84% respectivamente, inibindo drasticamente a germinação do fungo.

Tabela 4: Compatibilidade de adjuvantes a *Anthracoystis panici-leucophaei*

T1	Silwet L77	Moderadamente compatível
T2	Break thru	Compatível
T3	Aureo	Incompatível
T4	TA35	Moderadamente compatível
T5	Dropon	Incompatível
T6	Contact	Moderadamente compatível
T7	BH-01 (Koppert)	Incompatível
T8	BH-03 (Koppert)	Compatível
T9	Umectante (Koppert)	Incompatível
T10	Tween 80	Incompatível
T11	Água salina	Compatível

Toffanelli (1997) verificou que os adjuvantes influenciaram de forma diferenciada o crescimento do micélio de *Bipolaris euphorbiae* a partir do segundo dia de análise. Houve reduções de 78% no crescimento com o uso do adjuvante Silwet L-77AG, tanto em concentrações reduzidas quanto nas recomendadas, indicando o forte efeito tóxico inibidor desse adjuvante sobre o fungo. No caso de *Anthracoystis panici-leucophaei*, o silwet L-77 (T1) inibiu a germinação dos esporídios em mais de 50% confirmando seu efeito inibidor para alguns fungos. Silva, (2018) testando o potencial de *Colletotrichum truncatum* como mico- herbicida para o picão-preto constatou que o adjuvante Silwet a 0,5% foi o único que causou danos significativos em plantas de leiteiro quando aplicado sozinho. Os demais adjuvantes, por outro lado, não apresentaram sinais de fitotoxicidade quando usados isoladamente, além de também diminuir a germinação do fungo.

Baio, Gabriel e Camolese (2015), avaliaram as alterações causadas por doze

adjuvantes em algumas propriedades físico-químicas das caldas de aplicação na área de molhamento das folhas de soja e na variação do tamanho das gotas e observaram que, o adjuvante que resultou no maior espalhamento foi o siliconado Break-Thru, que alcançou uma área de molhamento 13,5 vezes maior em comparação à gota de controle com água destilada e 8,54 vezes maior que o adjuvante Áureo. Esse é um fator importante para *Anthracoystis panici-leucophaei*, pois auxilia na distribuição do fungo nas folhas de *D. insularis*, já que em 8 horas na temperatura ideal o fungo tem mais de 80% de germinação, além de ter sido o adjuvante que mais resultou em germinação dos esporídios (T2).

Loeblein et al (2022), testaram a associação de adjuvantes e o fungo *Beauveria bassiana*. O Áureo® em todas as concentrações testadas, demonstrou interações sinérgicas com o fungo. Já Silva, (2018) testando a germinação de *Colletotrichum truncatum*, verificou que o adjuvante Áureo inibiu a germinação do fungo em 56,7%. No caso de *A. panici-leucophaei*, o adjuvante Áureo (T3) foi incompatível, inibindo a germinação em 74,48% e o crescimento de colônias do fungo, resultando numa baixa quantidade de Unidades Formadoras de Colônias (UFC/mL) demonstrando que cada microrganismo reage de forma individual ao efeito de um adjuvante e tendo um comportamento mais parecido com *Colletotrichum truncatum*.

Loureiro et al., (2023) testaram a compatibilidade de adjuvantes sobre *Metarhizium anisopliae* e o adjuvante TA 35 foi tóxico para o fungo, inibindo sua germinação em 66%. *Anthracoystis panici-leucophaei* que teve sua germinação inibida em 51,72%, sendo, portanto, moderadamente compatível (T4).

5.3. Definição do melhor período de incubação do fungo *Anthracoystis panici-leucophaei* em fermentação líquida

As melhores temperaturas para o desenvolvimento do fungo foram 20, 25 e 30°C, associado ao período de incubação de 2 e 3 dias. Temperaturas abaixo de 20 °C e acima de 30°C reduziram muito o desenvolvimento do fungo e períodos de incubação acima de 3 dias, também reduziu a germinação de esporídios. Portanto, o melhor período de incubação de *A. panici-leucophaei* está entre 2 e 3 dias e as melhores temperaturas para a germinação de esporídios está entre 20 e 30°C, atingindo quase 100% de germinação nessas condições, como mostra a figura 5.

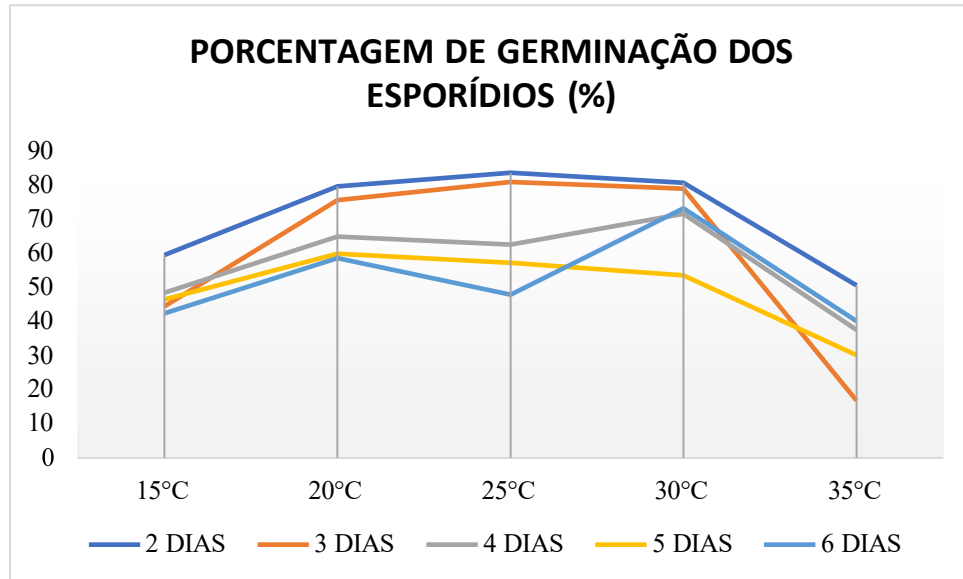


Figura 5. Germinação de esporídios de *Anthracocystis panici-leucophaei* em diferentes dias e temperaturas

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de scott-knott a 5% de probabilidade.

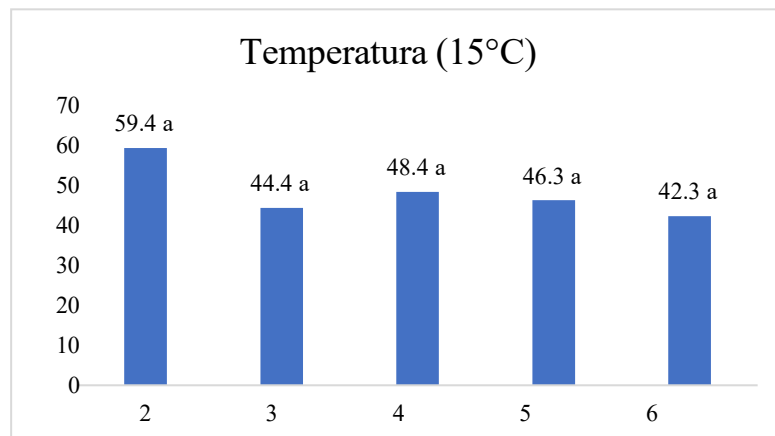


Figura 6. Germinação de esporídios a 15°C. Eixo X: Quantidade de dias incubados em agitador orbital (shake). Eixo Y: quantidade de esporos germinados.

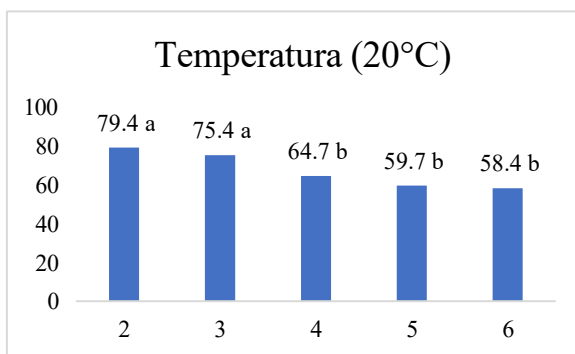


Figura 7. Germinação de esporídios a 20°C

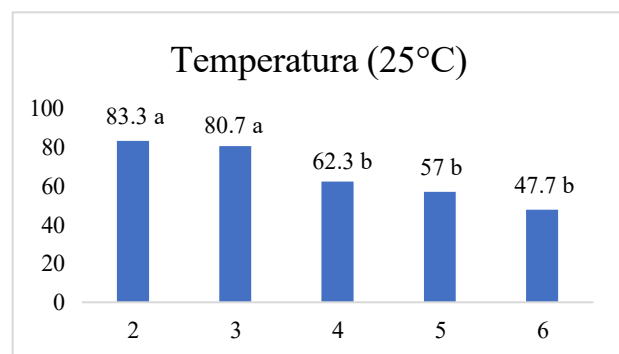


Figura 8. Germinação de esporídios a 25°C

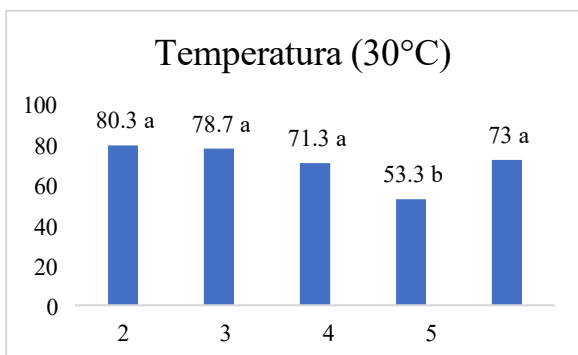


Figura 9. Germinação de esporídios a 30°C

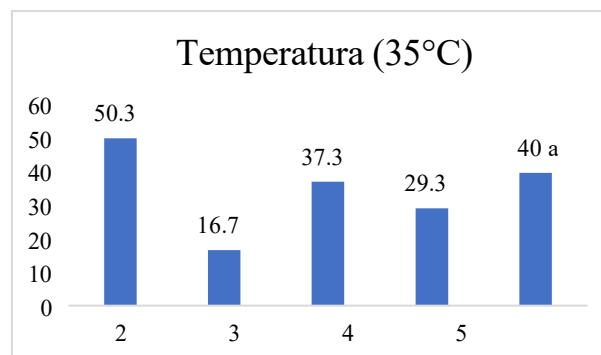


Figura 10. Germinação de esporídios a 35°C

Como as melhores temperaturas foram 25 e 30°C, testamos quantas horas o fungo leva para germinar após a incubação nessas temperaturas.

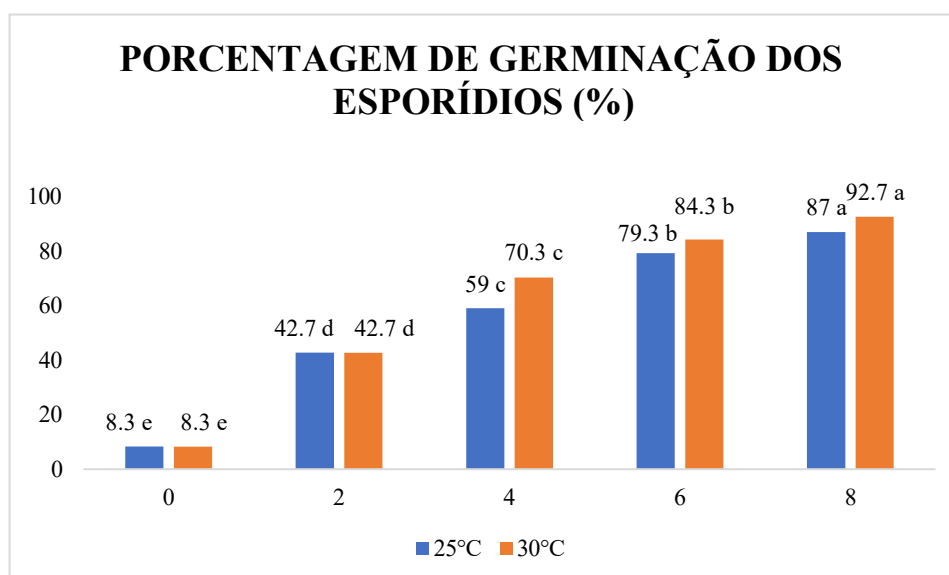


Figura 11. Germinação de esporos em diferentes temperaturas e diferentes horas de incubação

As melhores porcentagens de germinação foram 8 horas após a incubação nas temperaturas de 25 e 30 °C, com índices acima de 80% em 25 °C e acima de 90% em 30 °C. Podemos inferir que o tempo mínimo de infecção do fungo de forma homogênea no campo seria de 8 horas, sendo necessário evitar fatores bióticos desfavoráveis nas primeiras 8 horas após a aplicação para não afetar a penetração e infecção do fungo nas plantas de *D. insularis*.

Ottati-de-Lima, (2007) testou os números de colônias na produção dos fungos de *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* obtidas após incubação a 20, 25, 30 e 35°C. Verificou-se que a 25 e 30°C o fungo germinou muito bem, obtendo-se o número esperado de colônias. Entretanto, à temperatura de 20°C o crescimento das colônias foi sensivelmente menor que o crescimento observado à 25 e 30°C. À temperatura de 35°C o crescimento foi

praticamente nulo. Matos, (2022) testou o efeito dos tempos de fermentação na produção de blastósporos do fungo *B. bassiana* sob fermentação líquida, a 28°C e percebeu que no maior tempo de incubação (96 horas) foi o que resultou em maior número de blastósporos e a autora acredita que após 96 horas a produção de blastósporos se manteria constante. Porém, seria necessário fazer um teste com uma maior quantidade de dias, pois *A. panici-leucophaei* teve seu crescimento reduzido após 5 dias incubados no shaker, provavelmente devido a morte ou germinação dos esporídios, fator que também poderia ocorrer com os blastósporos do fungo *B. bassiana*.

Em um experimento conduzido por Bueno, (2010) na cultura da cana-de-açúcar, foi observado que as plantas inoculadas com carvão (*Sporisorium scitamineum*), apresentaram os sintomas mais evidentes a uma temperatura de 28°C, com 65% de umidade por um período de 24 horas, em duas cultivares diferentes.

Boguena et al. (2007) avaliaram o potencial de biocontrole de *Ustilago bullata* ao investigar o impacto da temperatura no processo de infecção dos teliósporos em *Bromus tectorum*. Os resultados indicaram que o patógeno teve alta incidência em plantas inoculadas entre 20°C e 30°C, corroborando com os resultados obtidos no presente trabalho, onde as melhores porcentagens de germinação foram 8 horas após a incubação nas temperaturas de 25 e 30 °C.

6 CONCLUSÃO

Conclui-se que a pulverização de esporídios de *Anthracoystis panici-leucophaei* em diferentes volumes de calda influenciou diretamente no desenvolvimento dos sintomas de carvão nas plantas de *D. insularis*. O menor volume de calda (50 L/ha) resultou em maior incidência de sintomas, enquanto volumes maiores, como 400 L/ha, inibiram a expressão dos sintomas de carvão. Além disso, foi observada uma redução significativa no crescimento e no peso fresco das plantas tratadas, demonstrando o potencial do fungo como agente no manejo de plantas daninhas.

A compatibilidade entre *A. panici-leucophaei* e diferentes adjuvantes foi um fator determinante para a eficiência da germinação e crescimento do fungo, sendo o adjuvante Break Thru o mais compatível, aumentando em 60% a formação de colônias. Já adjuvantes como Silwet L77 e TA 35 demonstraram moderada compatibilidade, enquanto adjuvantes

como Áureo e Dropon inibiram drasticamente a germinação dos esporídios.

Por fim, o melhor período de incubação do fungo foi identificado entre 2 e 3 dias, com temperaturas ideais entre 20°C e 30°C, condições que proporcionaram quase 100% de germinação dos esporídios. Esses resultados evidenciam a importância de ajustar a tecnologia de aplicação e os adjuvantes utilizados para otimizar a ação do fungo sobre a planta daninha *D. insularis*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEGAS, F. S. et al. Impacto econômico da resistência de plantas daninhas a herbicidas no Brasil. In: **XVI Congresso Brasileiro de Plantas Daninhas**. Londrina: Embrapa, 2017. p.590. Disponível em: <https://www.sbcpcd.org/uploads/trabalhos/impacto-economico-da-resistencia-de-plantas-daninhas-a-herbicidas-no-brasil-672.pdf>. Acesso em: 19 set. 2024.

ADEGAS, F. S.; SILVA, A. F.; CONCENÇO, G. Controle biológico de plantas daninhas. In: MEYER, M. C. et al. **Bioinsumos na cultura da soja**. Brasília, DF: Embrapa, 2022. p. 285-295. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/1147037/1/cap-16-Bioinsumos-na-cultura-da-soja.pdf>. Acesso em: 19 set. 2024.

ALVES, J. F. ***Anthracoystis panici-leucophaei* e *Bipolaris yamadai* como agentes de biocontrole para o capim-amargoso (*Digitaria insularis*)**. 2023. 68 p. Dissertação (Mestrado em Agricultura e Informações Geoespaciais) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2023. DOI: <http://doi.org/10.14393/ufu.di.2023.193>.

BAIO, F. H. R.; GABRIEL, R. R. F.; CAMOLESE, H. S. Alteração das propriedades físico-químicas na aplicação contendo adjuvantes. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**, v. 9, n. 2, p. 151-161, 2015. Disponível em: <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/paulosbsantos,+BioEng+v9+n2+p+151-161+2015.pdf>. Acesso em: 01 set. 2024.

BAKKEREN, G.; KÄMPER, J.; SCHIRAWSKI, J. Sex in smut fungi: structure, function and evolution of mating-type complexes. **Fungal Genetics and Biology**, v. 45, p. S15-S21, 2008. Disponível em: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1087184508000650?casa_token=fXGATeY3ac4AAAAA:e4ywec5GP0n1iZhhD0qmtlYy-muCWwQpa0YAu3MfDEOz8a7fZOLPLN7f_jfs8LbX5F0hef_g_A. Acesso em: 03 set. 2024.

BAKKEREN, G.; KRONSTAD, J. W. Conservation of the b Mating-Type Gene Complex among *Bipolar* and Tetrapolar Smut Fungi. **The Plant Cell**, v. 5, n. 1, p. 123-136, 1993. Disponível em: <https://academic.oup.com/plcell/article/5/1/123/5984546?login=false>. Acesso em: 01 set. 2024.

BAKKEREN, G.; KRONSTAD, J. W. Linkage of mating-type loci distinguishes *Bipolar* from tetrapolar mating in basidiomycetous smut fungi. **Proceedings of the National**

Academy of Sciences, v. 91, n. 15, p. 7085–7089, 19 jul. 1994. Disponível em: <https://www.pnas.org/doi/epdf/10.1073/pnas.91.15.7085>. Acesso em: 01 set. 2024. BANUETT, F.; HERSKOWITZ, I. Different alleles of *Ustilago maydis* are necessary for maintenance of filamentous growth but not for meiosis. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 86, n. 15, p. 5878-5882, 1989. DOI: <https://doi.org/10.1073/pnas.86.15.5878>.

BELZ, R. G.; CEDERGREEN, N.; SØRENSEN, H. Hormesis in mixtures — Can it be predicted? **Science of The Total Environment**, v. 404, n. 1, p. 77–87, out. 2008.

Disponível em:

https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0048969708006657?casa_token=S0_eJEeWHN8AAAAA:GNcso066P_hcgMqvHNwIo2-AsU7BoEHOgQTKJ80ggi4-9gZITSlg6VZMSFIA4ouLj69Vuq7Dw. Acesso em: 15 set. 2024.

BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L. Doenças com período de incubação variável em função da fenologia do hospedeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, p. 561-565, 2002.

Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/fb/a/GKR8KdC57bsgTWr5wV8c5RR/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 10 set. 2024.

BOGUENA, T.; MEYER, S. E.; NELSON, D. L. Low temperature during infection limits *Ustilago bullata* (Ustilaginaceae, Ustilaginales) disease incidence on *Bromus tectorum* (Poaceae, Cyperales). *Biocontrol science and technology*, v. 17, n. 1, p. 33-52, 2007. DOI:

<https://doi.org/10.1080/09583150600828577>.

BÖLKER, M. *Ustilago maydis* – a valuable model system for the study of fungal dimorphism and virulence. **Microbiology**, v. 147, n. 6, p. 1395–1401, 2001. Disponível em:

<https://www.microbiologyresearch.org/docserver/fulltext/micro/147/6/1471395a.pdf?expires=1729364977&id=id&accname=guest&checksum=9B4ECE08891EB74BAA3743AB921DE1F>. Acesso em: 04 set. 2024.

BOYETCHKO, S. M. Principles of biological weed control by microorganisms. **HortScience**, v. 32, n. 2, p. 201-205, 1997. Disponível em:

<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19982300988>. Acesso em: 29 ago. 2024.

BOYETCHKO, S. M.; ROSSKOPF, E. N.; CAESAR, A. J.; CHARUDATTAN, R. Biological weed control with pathogens: search for candidates to applications. **Agriculture and Food Production**, v. 2, n. 2, p.239-266, 2002. Disponível em:

https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1874533402800132?casa_token=tldBWWAJY_0AAAAA:5jKSQE-6Phfav4UJb3yKCd4JWcJJBmDO0QnhJDMXizfqDW-ZL6XvkpscCJMycqVJZk7Pi7PXBg. Acesso em: 10 set. 2024.

BRAZ, G. B. P. et al. SOURGRASS INTERFERENCE ON SOYBEAN GROWN IN BRAZILIAN CERRADO. **Revista Caatinga**, v. 34, n. 2, p. 350–358, 2021. Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/rcaat/a/WdRxwmW7HXF3wLWF6nyhNsB/?format=pdf&lang=en>.

Acesso em: 27 ago. 2024.

BRIGHENTI, A. M.; DE OLIVEIRA, M. F. **Biologia de plantas daninhas**. 36 p, 2011.

Disponível em:

<https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/904874/1/Biologiaplantasdanimhas.pdf>. Acesso em: 22 ago. 2024.

BUENO, M. R. et al. Volumes de calda e adjuvante no controle de plantas daninhas com glyphosate. **Planta Daninha**, v. 31, n. 3, p. 705-713, 2013. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/VKQgVxzCk6Mj76xTwtkgm8M/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 03 set. 2024.

CHRISTOFFOLETI, P. J.; LÓPEZ-OVEJERO, R. Main aspects on weed herbicide resistance to glyphosate. **Planta Daninha**, v. 21, n. 3, p. 507–515, 2003. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/gwwV6Mp4W6nVzmRkvCFvLdh/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 ago. 2024.

CHRISTOFFOLETI, P. J.; VICTORIA, F. R.; SILVA, C. B. Resistência de plantas daninhas aos herbicidas. **Planta Daninha**, v. 12, n. 1, p. 13-20, 1994. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/qCQjfJ6wRhZCrgWHgQhPYfk/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 17 set. 2024.

CONTIERO, R. L.; BIFFE, D. F.; CATAPAN, V. Tecnologia de Aplicação. **Hortaliças-fruto**, p. 401–449, 2018. Disponível em: <https://backoffice.books.scielo.org/id/bv3jx/pdf/brandao-9786586383010-15.pdf>. Acesso em: 15 ago. 2024.

COSTA, E. A. D.; ALMEIDA, J. E. M.; LOUREIRO, E. S.; SANO, A. H. **Compatibilidade de adjuvantes no desenvolvimento “in vitro” dos fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin**. STAB: Açúcar, Álcool e Subprodutos, v.22, n.2, p.38-41, 2003.
CRUZ, Ivan; VALICENTE, F. H. Controle biológico. 2015. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/1015627/1/Controlebiologico.pdf>. Acesso em: 10 ago. 2024.

DA SILVA, Antonia Francilene Alves et al. Interferência de plantas daninhas sobre plantas cultivadas. **Agropecuária científica no semiárido**, v. 8, n. 1, p. 01-06, 2012. DOI: <https://doi.org/10.30969/acsa.v8i1.159>.

DE OLIVEIRA, M. F.; BRIGHENTI, A. M. Controle de plantas daninhas: métodos físico, mecânico, cultural, biológico e alelopatia. **Embrapa Milho e Sorgo-Livro técnico (INFOTECA-E)**, 2018. Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1103281>. Acesso em: 05 ago. 2024.

DI OLIVEIRA, J. R. G.; FERREIRA, M. C.; ROMÁN, R. Efeito de diferentes equipamentos, volumes de calda e uso de adjuvante no espectro de gotas e na cobertura da cultura da soja. **Anales del IV Sintag–Simpósio Internacional de Tecnologia de Aplicação de Agrotóxicos-Ribeirão Preto/SP–Brasil**, 2008. Disponível em: https://www.fcav.unesp.br/Home/departamentos/fitossanidade/lapar/portugues/resumosintag_075.pdf. Acesso em: 20 ago. 2024.

DIEGO, S. Potencial de *Colletotrichum cf. truncatum* como mico-herbicida para o picão-preto. **Repositorio.ufu.br**, p. 33, 2018. Disponível em: <https://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/23946/1/PotencialColletotrichumTruncatum.pdf>. Acesso em: 11 out. 2024.

DUARTE, P. N. ANÁLISE DE FERRAMENTAS DE TRATAMENTO DE IMAGENS PARA CONTAGEM DE UNIDADES FORMADORAS DE COLÔNIA (UFC). **Unisagrado.edu.br**, 28 p. 2022. Disponível em: <https://repositorio.unisagrado.edu.br/jspui/bitstream/handle/1218/1/AN%c3%81LISE%20DE%20FERRAMENTAS%20DE%20TRATAMENTO.pdf>. Acesso em: 30 set. 2024.

DUKE, S.O.; POWLES, S.B. Glyphosate: a once in a century herbicide. **Pest Management Science**, v. 64, n. 4, p. 319–325, 2008. Disponível em: https://scijournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/ps.1518?casa_token=53vjpjm_upQAAAAA%3AzC4DU-eo9F9cl7HqoZiCqf4OjdWE_Uam1bYBIgu1Oy-lbcROgwlhkm87TArx8h0Oc1jZW9c7pa3ECe8. Acesso em: 09 ago. 2024.

FARR, D.F., ROSSMAN, A.Y. Fungal Databases, U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. Retrieved January 4, 2022.

FISCHER, G. W. et al. Biology and control of the smut fungi. Biology and control of the smut fungi., 1957 apud JOHNSON, D. A.; BAUDOIN, A. B.. Mode of infection and factors 30 affecting disease incidence of loose smut of crabgrass. **Biological Control**, v. 10, n. 2, p. 92- 97, 1997. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1997.0555>.

GALON, Leandro et al. Manejo biológico de plantas daninhas–breve revisão. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v. 15, n. 1, p. 116-125, 2016. DOI: <https://doi.org/10.7824/rbh.v15i1.452>.

GARCÍA-GUZMÁN, Graciela; BURDON, Jeremy J. Impact of the flower smut *Ustilago cynodontis* (Ustilaginaceae) on the performance of the clonal grass *Cynodon dactylon* (Gramineae). **American journal of botany**, v. 84, n. 11, p. 1565-1571, 1997. Disponível em: <https://bsapubs.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2307/2446618>. Acesso em: 02 set. 2024.

GEMELLI, A. et al. Aspectos da biologia de *Digitaria insularis* resistente ao glyphosate e implicações para o seu controle. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v. 11, p. 231-240, 2012. DOI: <https://doi.org/10.7824/rbh.v11i2.186>.

GOEDEN, R. D. et al. Critique and revision of Harris' scoring system for selection of insect agents in biological control of weeds. **Protection Ecology**, v. 5, n. 4, p. 287-301, 1983. Disponível em: <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19840510487>. Acesso em: 02 out. 2024.

GONÇALVES, R. C.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Armazenamento de microrganismos em cultura com ênfase em fungos fitopatogênicos**. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. (ed.). Métodos em Fitopatologia. Viçosa: Editora UFV, 2016.

Heap, I. The International Herbicide-Resistant Weed Database. Disponível em: www.weedscience.org. Acesso em: 10 nov. 2024

IDZIAK, Robert et al. Impact of multifunctional adjuvants on efficacy of sulfonylurea herbicide applied in maize (*Zea mays* L.). **Plants**, v. 12, n. 5, p. 1118, 2023. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2223-7747/12/5/1118>. Acesso em: 09 set. 2024.

IKEDA, F. S. Resistência de plantas daninhas em soja resistente ao glifosato. **Informe Agropecuario - Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (Brazil)**, v. 34, n. 276, 2014. Disponível em: <https://agris.fao.org/search/en/providers/122605/records/64738c773ed73003714b002a>. Acesso em: 07 ago. 2024.

INOUE, Miriam Hiroko; OLIVEIRA JR, R. S. Resistência de plantas daninhas a herbicidas. **Biologia e manejo de plantas daninhas**. Curitiba: **Omnipax**, p. 193-213, 2011. Disponível em: https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/4471947/mod_resource/content/1/Leitura%2001%20-%20Resistencia%20de%20plantas%20daninhas%20a%20herbicidas.pdf. Acesso em: 20 jul. 2024.

JOHNSON, D. A.; BAUDOIN, A. B.. Mode of infection and factors affecting disease incidence of loose smut of crabgrass. *Biological Control*, v. 10, n. 2, p. 92-97, 1997. DOI: <https://doi.org/10.1006/bcon.1997.0555>.

KIMATI, L.H. et al (ed.). **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995-1997, 1997. 2v., il. LLOYD, H.L.; PILLAY, M. **The development of an improved method for evaluating sugarcane for resistance to smut**. **Proceedings of South Africa Sugar Technology Association**, Durban, v. 54, p. 168-172, 1980. Disponível em: <https://citeseerx.ist.psu.edu/document?repid=rep1&type=pdf&doi=202b69b33d3024a6faf026f4a292cd02faa14532>. Acesso em: 17 set. 2024.

LOEBLEIN, Jaqueline Suelen et al. Association of adjuvants and *Beauveria bassiana* fungus to control of Paraguay tea ampul. **Ciência Rural**, v. 52, n. 12, p. e20210455, 2022. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/cr/a/QDMC5hWfF6WXP3FXwNKmB8M/?format=pdf&lang=en>. Acesso em: 10 out. 2024.

LONGATTO, D.P. **Herança dos polimorfismos de restrição associados à região subtelmérica de *Sporisorium scitamineum* em análise de cruzamentos sexuais do fungo in planta**. 2014. 96 p. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento de Plantas) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014. Disponível em: <https://pdfs.semanticscholar.org/f2d2/56b2b8413e473afa3b1e7d0ca4c39496f6aa.pdf>. Acesso em: 18 set. 2024.

LORENZI, H. Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional. 6 ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2006. Disponível em: <https://library.wur.nl/WebQuery/titel/217923>. Acesso em: 10 jul. 2024.

LORENZI, Harri. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. (No Title), 2000. Disponível em: <https://cir.nii.ac.jp/crid/1130000797007950976>. Acesso em: 22 jul. 2024.

LOUREIRO, Elisângela de Souza et al. Compatibilidade de adjuvantes sobre *Metarhizium anisopliae*. **CONTRIBUCIONES A LAS CIENCIAS SOCIALES**, v. 16, n. 9, p. 15306-15316, 2023. Disponível em: <https://ojs.revistacontribuciones.com/ojs/index.php/clcs/article/view/2048/1401>. Acesso em: 12 out. 2024.

MACHADO, A. F. L. et al. Análise de crescimento de *Digitaria insularis*. **Planta Daninha**, v. 24, p. 641-647, 2006. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/bHx37yt3XPPdTc9X8p6xBs/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 jul. 2024.

MACHADO, Ana Carolina Ribeiro. Otimização da produção massal e formulação de *Bipolaris euphorbiae* visando à obtenção de um bioherbicida. 88 p. 2013. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/e7d4c2f2-ddf6-42f9-b0de-38b24477af39/content.b>. Acesso em: 14 set. 2024.

MATOS, R. R. S. S.; JÚNIOR F. F. P.; SOUSA L. A. M. **PRODUÇÃO E ARMAZENAMENTO DE BLASTÓSPOROS DE *Beauveria bassiana* IBCB 66**. 139-200 p. 2022. Disponível em: <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/producao-e-armazenamento-de-blastosporos-de-beauveria-bassiana-ibcb-66.pdf>. Acesso em: 20 out. 2024.

MCTAGGART, A. R. et al. Soral synapomorphies are significant for the systematics of the *Ustilago-Sporisorium-Macalpinomyces* complex (Ustilaginaceae). **Persoonia-Molecular 31 Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 29, n. 1, p. 63-77, 2012. Disponível em: <https://www.ingentaconnect.com/content/nhn/pimj/2012/00000029/00000001/art00006>. Acesso em: 10 out. 2024.

MELO, M. S. C. DE et al. Alternativas para o controle químico de capim-amargoso (*Digitaria insularis*) resistente ao glyphosate. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v. 11, n. 2, p. 195, 10 ago. 2012. DOI: <https://doi.org/10.7824/rbh.v11i2.145>.

MENDONÇA, C. G. DE; RAETANO, C. G.; MENDONÇA, C. G. DE. Tensão superficial

estática de soluções aquosas com óleos minerais e vegetais utilizados na agricultura.

Engenharia Agrícola, v. 27, n. spe, p. 16–23, 2007. Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/eagri/a/RwddfV8RHLrkXmQXZYXKMVc/?format=pdf&lang=pt>.

Acesso em: 03 set. 2024.

MONDO, V.H.V.; Carvalho, S.J.P.; Dias, A.C.R.; Filho, J.M. Efeitos da luz e temperatura na germinação de sementes de quatro espécies de plantas daninhas do gênero *Digitaria*. **Revista Brasileira Sementes**, v.32, n.1, p.131-137, 2010. Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/rbs/a/FCXbkqsxf3sTrNmH6LP6vv/?format=pdf&lang=pt>. Acesso

em: 15 jul. 2024.

NOZAKI, Márcia de H.; CAMARGO, Margarete; BARRETO, Modesto. Caracterização de *Diaporthe citri* em diferentes meios de cultura, condições de temperatura e luminosidade.

Fitopatologia brasileira, v. 29, n. 4, p. 429-432, 2004. Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/fb/a/6s6rqRLgRv7mdN67k6cB7Ds/?format=pdf&lang=pt>. Acesso

em: 19 set. 2024.

NUNES, Cley Donizeti Martins; BRANCAÃO, Nely. Carvão do arroz: epidemiologia, ocorrência e controle. **Pelotas: Embrapa Clima Temperado**, 7 p., 2006. Disponível em:

<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/56015/1/comunicado-146.pdf>.

Acesso em: 21 jul. 2024.

OLIVEIRA, T. **Levantamento, dose resposta e manejo de biótipos de capim-amargoso (*Digitaria insularis*) com potencial de resistência múltipla a herbicidas inibidores da EPSPs e ACCase**. 2020. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo. Disponível em:

[https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11136/tde-30042020-](https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11136/tde-30042020-083233/publico/Thiago_de_Oliveira_versao_revisada.pdf)

[083233/publico/Thiago_de_Oliveira_versao_revisada.pdf](https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11136/tde-30042020-083233/publico/Thiago_de_Oliveira_versao_revisada.pdf). Acesso em: 05 jul. 2024.

OTTATI-DE-LIMA, Emma Luize. **Produção de *Metarhizium anisopliae* (METSCH.) SOROK. e *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILL. em diferentes substratos e efeito da radiação ultravioleta e da temperatura sobre estruturas infectivas desses entomopatógenos**. 103 p. 2007. Disponível em:

[https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/53dd37ca-d77f-4b5f-84e5-](https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/53dd37ca-d77f-4b5f-84e5-0e3e55a743f2/content)

[0e3e55a743f2/content](https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/53dd37ca-d77f-4b5f-84e5-0e3e55a743f2/content). Acesso em: 13 out. 2024.

PARRA, José RP. Controle biológico na agricultura brasileira. **Entomological Communications**, v. 1, p. 3, 2019. Disponível em:

[https://scholar.google.com.br/scholar?hl=pt-](https://scholar.google.com.br/scholar?hl=pt-BR&as_sdt=0%2C5&q=PARRA%2C+Jos%C3%A9+RP.+Controle+biol%C3%B3gico+na+a)

[BR&as_sdt=0%2C5&q=PARRA%2C+Jos%C3%A9+RP.+Controle+biol%C3%B3gico+na+a](https://scholar.google.com.br/scholar?hl=pt-BR&as_sdt=0%2C5&q=PARRA%2C+Jos%C3%A9+RP.+Controle+biol%C3%B3gico+na+a)

[gricoltura+brasileira.+Entomological+Communications%2C+v.+1%2C+p.+2675-](https://scholar.google.com.br/scholar?hl=pt-BR&as_sdt=0%2C5&q=PARRA%2C+Jos%C3%A9+RP.+Controle+biol%C3%B3gico+na+a)

[1305%2C+2019.&btnG=](https://scholar.google.com.br/scholar?hl=pt-BR&as_sdt=0%2C5&q=PARRA%2C+Jos%C3%A9+RP.+Controle+biol%C3%B3gico+na+a). Acesso em: 02 jul. 2024.

PEREIRA, GR et al. Growth and development of *Digitaria insularis* biotypes susceptible and resistant to glyphosate. **Planta Daninha**, v. 35, p. e017160505, 2017. Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/pd/a/Hnz79MLNT5rwLsC4Qnczqhn/?format=pdf&lang=en>. Acesso

em: 06 jul. 2024.

PETTER, A.F.; SEGATE, D.; ALMEIDA, F.A.; NETO, F.A.; PACHECO, L.P. Incompatibilidade física de misturas entre inseticidas e fungicidas. *Comunicata Scientiae*, 4:129-138, 2013. Disponível em: [file:///C:/Users/Usuario/Downloads/152-Article%20Text-2470-2271-10-20130701%20\(1\).pdf](file:///C:/Users/Usuario/Downloads/152-Article%20Text-2470-2271-10-20130701%20(1).pdf). Acesso em: 13 out. 2024.

PITELLI, R. A. **Competição e controle das plantas daninhas em áreas agrícolas**. Série técnica IPEF, v. 4, n. 12, p. 15, 1987. Disponível em: http://www.lpv.esalq.usp.br/sites/default/files/8%20-%20Leitura%20interferencia%20das%20plantas%20daninhas%20_0.pdf. Acesso em: 18 jul. 2024.

PITELLI, R. A.; NACHTIGAL, G. F.; PITELLI, R. L. C. M. Controle biológico de plantas daninhas. In: **Manzanillo: Congresso Latinoamericano de Malezas**. 11p., 2003. Disponível em: <http://www.lpv.esalq.usp.br/sites/default/files/13%20-%20Leitura%20Controle%20biologico%202017.pdf>. Acesso em: 15 jul. 2024.

POWLES, S.B.; YU, Q. Evolution in action: plants resistant to herbicides. **Annual Review of Plant Biology**, Palo Alto, v. 61, n. 4, p. 317–347, 2010. Disponível em: <https://www.annualreviews.org/content/journals/10.1146/annurev-arplant-042809-112119>. Acesso em: 08 out. 2024.

QUEIROZ, A.A.; MARTINS, J.A.S.; CUNHA, J.P.A.R. Adjuvantes e qualidade da água na aplicação de agrotóxicos. *Bioscience Journal*, v. 24, n. 4, p. 8-19, 2008. Disponível em: <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/admin,+Biosci-2007-631.pdf>. Acesso em: 28 set. 2024.

RODRIGUES, J. D. Fisiologia vegetal e sua importância na tecnologia de aplicação de defensivos. **Biológico, São Paulo**, v. 65, n. 1/2, p. 59-61, 2003. Disponível em: http://www.biologico.agricultura.sp.gov.br/uploads/docs/bio/v65_1_2/rodrigues.pdf. Acesso em: 15 out. 2024.

SALAZAR-YEPES, Mauricio; PIEPENBRING, Meike. Diversity of Rust and Smut Fungi of Colombia. **Catalogue of Fungi of Colombia; De Almeida, RF, Lücking, R., Vasco-Palacios, AM, Gaya, E., Diazgranados, M., Eds**, 12 p. 2022. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Mauricio-Salazar-Yepes/publication/367044055_Diversity_of_Rust_and_Smut_Fungi_of_Colombia/links/63be_e272a99551743e5d79e4/Diversity-of-Rust-and-Smut-Fungi-of-Colombia.pdf. Acesso em: 14 set. 2024.

SANTIAGO, R. et al. Changes in cinnamyl alcohol dehydrogenase activities from sugarcane cultivars inoculated with *Sporisorium scitamineum* sporidia. **Physiologia Plantarum**, v. 145, n. 2, p. 245-259, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2012.01577.x>.

SILVA, Antônio Alberto et al. Biologia de plantas daninhas. In: SILVA, A. A.; SILVA, J. F. (Eds.). Tópicos em manejo de plantas daninhas. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 51 p. 2007. Disponível em: <file:///C:/Users/Usuario/Downloads/SP15389.pdf>. Acesso em: 29 jul. 2024.

SMITH, M. C.; Reeder, R. H.; Thomas, M. B. A. Model to determine the potential for biological control of *Rottboellia cochinchinensis* with the head smut *Sporisorium ophiuri*. **Journal of Applied Ecology**, v. 34, n. 2, p. 388-398, 1997. DOI: <https://doi.org/10.2307/2404884>.

SOUZA, A. P. de et al. Fungos fitopatogênicos associados a capim-amargoso (*Digitaria insularis*) em localidades da Zona da Mata e Triângulo Mineiro. **Repositório.ufu.br**, 49 p. 2022. Disponível em: <https://repositorio.ufu.br/bitstream/123456789/34374/1/FungosFitopatog%c3%aanicosAssociados.pdf>. Acesso em: 30 jun. 2024.

SOUZA, L. A.; CUNHA, J. P. A. R.; PAVANIN, L. A. Eficácia e perda do herbicida 2, 4-D amina aplicado com diferentes volumes de calda e pontas de pulverização. **Planta Daninha**, v. 29, n. spe, p. 1149-1156, 2011. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/zTfSnwBvmX8zQYLY49BYZf/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 28 jul. 2024.

SOUZA, R. T.; VELINI, E. D.; PALLADINI, L. A. Aspectos metodológicos para análise de depósitos de pulverizações pela determinação dos depósitos pontuais. **Planta Daninha**, v. 25, n. 1, p. 195–202, mar. 2007. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/YkVv7sQb7s9WbjCVBLhPKqw/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 07 set. 2024.

STEVEN, R.; HOLT, J.; GHERSA, C. **Weed ecology: implications for management**. 2. ed. John Wiley & Sons, 589 p. 1997. Disponível em: https://books.google.com.br/books?hl=pt-BR&lr=&id=XAlIoKqctwwC&oi=fnd&pg=PA1&dq=STEVEN,+R.%3B+HOLT,+J.%3B+GHERSA,+C.+Weed+ecology:+implications+for+management.+2.+ed.+Jonh+Wiley+%26+Sons,+589+p.+1997.&ots=ETRgboel7E&sig=tEs0iC6Jf8lwGlymLnZ4uLe_1qI#v=onepage&q&f=false. Acesso em: 20 set. 2024.

TAKANO, H. K. et al. Trp2027Cys mutation evolves in *Digitaria insularis* with cross-resistance to ACCase inhibitors. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 164, p. 1-6, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.12.011>.

TEIXEIRA, M.M.; DELGADO, L.M.; FIGUEIREDO, J.L.A. Efeito do volume de pulverização e da população de gotas na eficácia de tratamentos herbicidas, utilizando pulverizadores hidráulicos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA AGRÍCOLA, 27., 1998, Poços de Caldas. Anais... Poços de Caldas: Sociedade Brasileira de Engenharia Agrícola, 1998. p.115.

TOFFANELLI, C. M. **Interferência de herbicidas e surfactantes na ação do fungo *Bipolaris euphorbiae*** Muchoveh & Carvalho para o controle de *Euphorbia heterophylla* L. (amendoim-bravo). 1997. 60 f. Monografia (Trabalho de graduação em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 1997.

VÁNKY, K. New smut fungi (Ustilaginomycetes) from Mexico, and the genus *Lundquistia*. **Fungal Diversity**, v. 17, p. 159-190, 2004. Disponível em: <https://www.fungaldiversity.org/fdp/sfdp/17-10.pdf>. Acesso em: 05 set. 2024.

VARGAS, L. et al. Alteração das características biológicas dos biótipos de azevém (*Lolium multiflorum*) ocasionada pela resistência ao herbicida glyphosate. **Planta Daninha**, v. 23, n. 1, p. 153–160, 2005. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/Xz388wKnCB8wv6p4Ns5LCHz/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 09 ago. 2024.

VARGAS, L. et al. Resistência de plantas daninhas a herbicidas. Viçosa, MG: Jard, 1999. 131p.

VIDAL, R. A.; FLECK, N. G. Análise do risco da ocorrência de biótipos de plantas daninhas resistentes aos herbicidas. **Planta Daninha**, v. 15, n. 12, p. 152-161, 1997. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pd/a/hQhMQDPYDZPsvd4vXFNrLkr/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 09 Jul. 2024.

VIEIRA, B. S.; BARRETO, R. W.; NECHET, K. L. **Controle biológico de plantas daninhas com fungos fitopatogênicos**. 113- 136 p. 2018. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/1104834/1/2018CL06.pdf>. Acesso em: 18 jul. 2024.

ZOBIOLE, L. H. S. et al. Controle de capim-amargoso perenizado em pleno florescimento. **Revista Brasileira de Herbicidas**, v. 15, n. 2, p. 157-164, 2016. DOI: <https://doi.org/10.7824/rbh.v15i2.474>.