

**COLÉGIO ESTADUAL JARDIM PORTO ALEGRE ENSINO FUNDAMENTAL,
MÉDIO E TÉCNICO
CLUBE DE CIÊNCIAS CIENTISTAS DO JARDIM**

**RELATÓRIO FINAL
EXTRATO VEGETAL: UMA ALTERNATIVA AOS AGROQUÍMICOS
NO CONTROLE DO FUNGO *Colletotrichum musae* EM FRUTOS DA BANANEIRA -
FASE VI**

Toledo-PR

2025



Fernanda Gracieli Gonçalves Jank

Leandro Marcelo

Miglioretto

Dionéia Schauren

**EXTRATO VEGETAL: UMA ALTERNATIVA AOS AGROQUÍMICOS
NO CONTROLE DO FUNGO *Colletotrichum musae* EM FRUTOS DA BANANEIRA -
FASE VI**

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

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

Toledo-PR

2025



RESUMO

Para o controle doenças como a antracnose os agricultores fazem uso de agroquímicos, porém esse uso continuo destes produtos potencializa a resistência deste patógeno aos tratamentos além de causar prejuízos há saúde humana e o meio ambiente. Este estudo tem como objetivo avaliar o efeito antifungico de diferentes extratos vegetais no controle do crescimento micelial do fungo *Colletotrichum musae* em condições *in vitro*. Constatando os estudos prévios, escolheu-se as plantas Chá de jaborandi, Fel da terra, Mulungu, Sapatinho de judeu, Sete copa, Flanboyantzinho amarelo, Erva de santa luzia, Erva de touro, Amargoso, Figueira xilena, Buva, Poeja, Ortencia. Os extratos foram preparados em concentrações de 5g, 10g, 15g e 20g por litro de água, mantidos em um local sem incidência de luz por sete dias e em seguida foram diluídos em meio BDA, na proporção de 180 mL de meio BDA para 20ml de extrato vegetal. O meio foi então autoclavado e despejado em placas de Petri, que também foram devidamente autoclavadas. Após o resfriamento, foi realizado o processo de inoculação do fungo. As placas permaneceram em uma BOD por 7 dias a uma temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas. Durante este período, foram realizadas 3 avaliações do crescimento micelial do fungo, onde os dados analisados foram utilizados no SISVAR com teste de médias de Scott-Knott a 5% de significância. Conclui-se que nos testes feitos no meio *in vitro* o melhor resultado foi o extrato de Erva de Touro, que controlou cerca de 68% do crescimento do fungo, apresentado bons resultados. Após vários testes no meio *in vitro* decidiu-se fazer testes também no pós- colheita da fruta, onde foram-se selecionados todos os extratos vegetais das outras fases de projeto que haviam se destacado com mais de 50% de inibição. Concluiu-se que no teste em pós colheita os melhores extratos foram Flamboyant, Guaco e Alfavaca. Esses apresentaram resultados qualitativos melhores que os agroquímicos e o controle.

Palavras-chave: Antracnose, Sustentabilidade, Banana.



SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	5
2 JUSTIFICATIVA	6
3 OBJETIVO GERAL	7
4 METODOLOGIA.....	8
5 RESULTADOS OBTIDOS	9
6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	10
REFERÊNCIAS.....	11

1 INTRODUÇÃO

A cultura da bananeira (*Musa* spp.) destaca-se como uma das atividades agrícolas de maior relevância econômica e social. Em 2002, o Brasil ocupava a posição de segundo maior produtor mundial da fruta (FAO, 2004). No entanto, a comercialização da banana enfrenta obstáculos significativos, sobretudo devido à sua elevada perecibilidade, o que a torna vulnerável a perdas pós-colheita. Esses prejuízos estão associados, principalmente, ao ponto inadequado de colheita, às práticas incorretas de manejo e armazenamento, bem como à incidência de doenças pós-colheita (Ramma et al., 1999).

A banana é uma das frutas mais cultivadas nos países de clima tropical e figura entre as mais consumidas mundialmente (Nomura et al., 2013). De acordo com dados do IBGE referentes às safras de 2021 e 2022, o Brasil produziu cerca de sete milhões de toneladas, ficando atrás apenas da Índia, China e Indonésia. Entre os principais entraves fitossanitários, destaca-se a antracnose, considerada a principal doença em pós-colheita da banana. Seus sintomas caracterizam-se por manchas escuras que, em ambientes com temperatura elevada, podem exibir frutificações de coloração rósea, indicativas da presença do fungo (Cordeiro et al., 2004).

A presença de patógenos fúngicos após a colheita representa um dos maiores desafios para a manutenção da qualidade e da integridade das frutas, comprometendo fortemente a exportação das mesmas. No caso da banana, diversas podridões podem ocorrer nessa fase, sendo a antracnose, causada por *Colletotrichum musae*, a mais recorrente, manifestando-se principalmente em frutos maduros (Ventura & Hinz, 2002). As manifestações típicas incluem lesões afundadas, de coloração escura, que, sob condições ambientais favoráveis, especialmente alta umidade, evoluem para estruturas com frutificações róseas do patógeno (Coelho, 2010).

Essas perdas pós-colheita podem ser atribuídas a fatores de ordem física, fisiológica e microbiológica. Dentre estes, os agentes fúngicos são os principais responsáveis pelas enfermidades que acometem os frutos (Pessoa & Oliveira, 2007; Maia et al., 2013).

A produção de banana tem sido seriamente comprometida por doenças fúngicas, especialmente a antracnose, cuja incidência em pós-colheita pode ser responsável por até 40% das perdas na produção (Pessoa et al., 2007). Os fungos do gênero *Colletotrichum* são considerados os principais agentes etiológicos da

antracnose, causando danos significativos tanto em pré quanto em pós-colheita (Weir et al., 2021).

A antracnose é caracterizada por lesões deprimidas e enegrecidas, geralmente alinhadas ao eixo longitudinal do fruto, com margens claras delimitando os tecidos sadios. Sob condições de elevada umidade, essas lesões são recobertas por estruturas reprodutivas róseas ou acérvulos do fungo. Embora as lesões sejam, em sua maioria, superficiais, em casos mais severos podem atingir a polpa à medida que o fruto amadurece (Kimati et al., 2005).

Nas últimas décadas, o consumo de agroquímicos no Brasil tem apresentado um crescimento expressivo, levando o país a ocupar uma das primeiras posições no ranking mundial de uso desses produtos (Kimati et al., 2005). Os agrotóxicos são compostos que englobam uma ampla gama de substâncias químicas e agentes biológicos, desenvolvidos para promover ação biocida no controle de pragas e doenças agrícolas. No entanto, esses produtos representam risco potencial a diversos organismos vivos, podendo ser absorvidos pelo organismo humano por vias dérmica, respiratória ou oral, principalmente por meio do consumo de alimentos contaminados (Garcia, 2001; OPAS/OMS, 1996).

O mercado consumidor tem se tornado cada vez mais exigente quanto à qualidade dos alimentos, priorizando frutas com alto valor nutricional, bom sabor, e atributos estéticos como cor, tamanho, forma e estágio de maturação. Nesse contexto, torna-se urgente a realização de pesquisas que visem identificar compostos naturais com propriedades antifúngicas, capazes de inibir ou controlar o desenvolvimento de patógenos como *C. musae*. A busca por extratos vegetais com esse potencial surge como alternativa promissora frente ao atual desafio fitossanitário global imposto pela antracnose (Negreiros, 2010).

Além disso, o uso indiscriminado de agrotóxicos tem favorecido o surgimento de resistência em patógenos, pragas e plantas invasoras a determinados princípios ativos. Tais práticas também contribuem para o desequilíbrio biológico, alterando a ciclagem de nutrientes e da matéria orgânica, eliminando organismos benéficos e reduzindo a biodiversidade. Um dos principais fatores que agravam essa situação é a aplicação excessiva ou inadequada dos produtos (Bettiol & Morandi, 2009).

Dessa forma, o aumento expressivo na comercialização de agroquímicos no Brasil vem gerando impactos ambientais significativos, incluindo a contaminação do solo, da água e do ar, além de sérios riscos à saúde humana (Oliveira et al., 2008).



Diante desse cenário, crescem os esforços científicos em busca de alternativas mais seguras e sustentáveis aos agroquímicos. O controle de patógenos agrícolas tem encontrado soluções promissoras no uso de plantas com propriedades bioativas, que apresentam vantagens tanto econômicas quanto ecológicas. Extratos vegetais e óleos essenciais têm demonstrado, em muitos casos, índices de eficácia comparáveis ou até superiores aos obtidos com tratamentos convencionais à base de produtos químicos (Takano et al., 2007; Moreira et al., 2002).

Assim, o presente estudo tem como objetivo avaliar o efeito de diferentes extratos vegetais no controle *in vitro* do fungo *Colletotrichum musae*, agente etiológico da antracnose da bananeira. As espécies vegetais utilizadas foram selecionadas com base em dados da literatura científica, e os extratos serão testados em concentrações variadas, na forma desidratada, buscando-se alternativas eficazes e sustentáveis ao uso de fungicidas sintéticos.



2 JUSTIFICATIVA

Nos últimos anos, observa-se um aumento significativo no interesse pelo uso de extratos vegetais como alternativa ao emprego de agroquímicos nos sistemas agrícolas convencionais (Carmello & Cardoso, 2018). Esse interesse decorre, em grande parte, dos impactos negativos associados ao uso excessivo e contínuo de fungicidas sintéticos, os quais podem induzir à seleção de cepas fúngicas resistentes, comprometendo a eficácia do controle químico (Bardas et al., 2010).

Além da resistência, os fungicidas sintéticos estão relacionados a diversos problemas ambientais e sanitários, como a redução da biodiversidade, riscos elevados de toxicidade e potenciais efeitos adversos à saúde humana e ao ecossistema (Romanazzi & Feliziani, 2014). Diante desse cenário, torna-se urgente a adoção de estratégias de controle alternativas, que apresentem baixa toxicidade e sejam ambientalmente sustentáveis, especialmente no manejo de *Colletotrichum musae*, agente etiológico da antracnose em bananas.

Durante o período pós-colheita, o controle da doença é geralmente realizado por meio da aplicação de fungicidas. No entanto, tem crescido o uso de produtos biológicos, como biofungicidas, extratos de origem vegetal e óleos essenciais, com o intuito de minimizar os impactos negativos decorrentes da utilização de compostos sintéticos, os quais podem apresentar efeitos fitotóxicos, promover a seleção de patógenos resistentes e causar danos ao ambiente e à saúde pública (Bastos & Albuquerque, 2004).

As estratégias de controle da antracnose incluem, tradicionalmente, o manejo químico associado a práticas culturais, com o objetivo de reduzir a carga de inóculo no campo. Na fase pós-colheita, no entanto, observa-se uma limitação crescente quanto ao uso de fungicidas sintéticos, em virtude de seus efeitos colaterais, como resíduos tóxicos, espectro limitado de ação e desenvolvimento de resistência por parte do patógeno. Como resultado, há uma crescente demanda por métodos alternativos, a exemplo dos biofungicidas e extratos naturais, cujos estudos têm revelado resultados promissores no controle de fitopatógenos em diferentes culturas agrícolas (Franco & Bettiol, 2000).



3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

O principal objetivo desta pesquisa é avaliar o uso de diferentes extratos vegetais com plantas desidratadas e in natura, no controle do crescimento micelial do fungo causador da antracnose na banana (*Colletotrichum musae*), em testes do pós- colheita e do meio in vitro, viabilizando assim uma forma mais acessível e economicamente viável para pequenos agricultores.

3.2 Objetivos específicos

Avaliação de diferentes concentrações do extrato de Chá de jaborandi (*Pilocarpus microphyllus*), Fel da terra (*Centaurium erythraea*), Mulungu (*Erythrina verna*), Sapatinho de judeu (*Thunbergia mysorensis*), Sete copa (*Terminalia catappa*), Flanboyantzinho amarelo (*Caesalpinia pulcherrima*), Erva de santa luzia (*Commelina erecta*), Erva de touro (*Tridax procumbens*), Amargoso (*Aspidosperma spruceanum*), Figueira xilena (*Ficus auriculata*), Buva (*Conyza* sp), Poeja (*Mentha pulegium*), Ortencia (*Hydrangea macrophylla*), no controle do crescimento micelial do fungo *C. musae* em testes do meio in vitro.

Avaliação de diferentes concentrações do extrato Glicínia roxa (*Wisteria sinensis*), Manto rei (*Thunbergia erecta*), Sete léguas amarela (*Podranea ricasoliana*), Guaco (*Mikania glomerata*), Primavera (*Bougainvillea spectabilis*), Jibóia (*Epipremnum pinnatum*), Flamboyant (*Delonix regia*), Flamboyantzinho (*Caesalpinia pulcherrim*), Alfavaca (*Ocimum basilicum*), no controle do crescimento micelial do fungo *C. musae* em testes do pós-colheita.



4 METODOLOGIA

Buscou-se na literatura para avaliar se já haviam estudos sobre as plantas citadas no conhecimento popular com a constatação que essas plantas não haviam sido testadas ainda para avaliar o potencial antifúngico no *C. musae*. Para a escolha inicial das plantas foi-se feito um levantamento do conhecimento popular e em seguida, uma revisão de literatura afim de avaliar estudos já realizados. Constatando os estudos prévios, escolheu-se as plantas Chá de jaborandi (*Pilocarpus microphyllus*), Fel da terra (*Centaurium erythraea*), Mulungu (*Erythrina verna*), Sapatinho de judeu (*Thunbergia mysorensis*), Sete copa (*Terminalia catappa*), Flanboyantzinho amarelo (*Caesalpinia pulcherrima*), Erva de santa luzia (*Commelina erecta*), Erva de touro (*Tridax procumbens*), Amargoso (*Aspidosperma spruceanum*), Figueira xilena (*Ficus auriculata*), Buva (*Conyza* spp), Poeja (*Mentha pulegium*), Ortencia (*Hydrangea macrophylla*), sendo utilizadas nas concentrações de 5/10/15/20g para 1 Litro de água, como mostra a tabela abaixo e seus devidos tratamentos.

Tabela 1: Plantas utilizadas para o preparo dos extratos vegetais.

TRATAMENTO	EXTRATO VEGETAL	CONCENTRAÇÃO
T1	CONTROLE - ÁGUA	0 gL-1
T2	ERVA DE TOURO (<i>Tridax procumbens</i>)	5 gL-1
T3	ERVA DE TOURO (<i>Tridax procumbens</i>)	10 gL-1
T4	ERVA DE TOURO (<i>Tridax procumbens</i>)	15 gL-1
T5	ERVA DE TOURO (<i>Tridax procumbens</i>)	20 gL-1
T6	SETE COPA (<i>Terminalia catappa</i>)	5 gL-1
T7	SETE COPA (<i>Terminalia catappa</i>)	10 gL-1
T8	SETE COPA (<i>Terminalia catappa</i>)	15 gL-1
T9	SETE COPA (<i>Terminalia catappa</i>)	20 gL-1
T10	MULUNGU (<i>Erythrina verna</i>)	5 gL-1
T11	MULUNGU (<i>Erythrina verna</i>)	10 gL-1
T12	MULUNGU (<i>Erythrina verna</i>)	15 gL-1
T13	MULUNGU (<i>Erythrina verna</i>)	20 gL-1
T14	BUVA (<i>Conyza</i> spp)	5 gL-1
T15	BUVA (<i>Conyza</i> spp)	10 gL-1
T16	BUVA (<i>Conyza</i> spp)	15 gL-1
T17	BUVA (<i>Conyza</i> spp)	20 gL-1
T18	ERVA DE SANTA LUZIA (<i>Commelina erecta</i>)	5 gL-1
T19	ERVA DE SANTA LUZIA (<i>Commelina erecta</i>)	10 gL-1
		15 gL-1
T20	ERVA DE SANTA LUZIA (<i>Commelina erecta</i>)	20 gL-1
T21	ERVA DE SANTA LUZIA (<i>Commelina erecta</i>)	



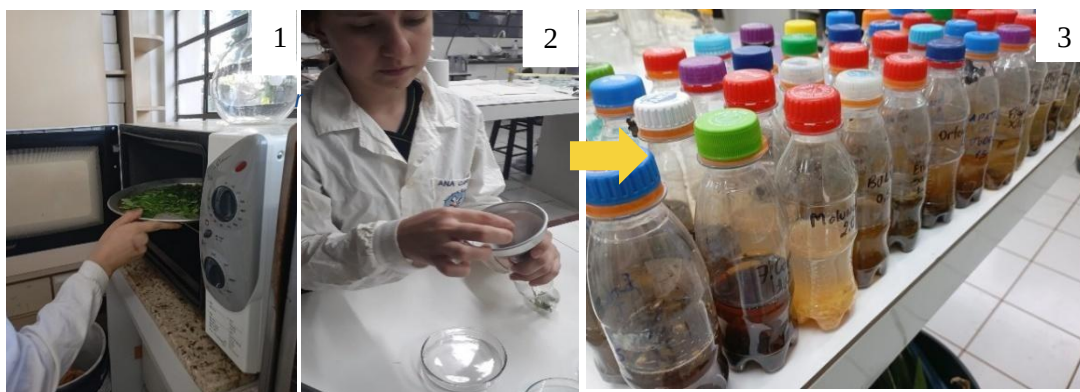
		5 gL-1
T22	ORTENCIA (<i>Hydrangea macrophylla</i>)	
T23	ORTENCIA (<i>Hydrangea macrophylla</i>)	10 gL-1
T24	ORTENCIA (<i>Hydrangea macrophylla</i>)	15 gL-1
T25	ORTENCIA (<i>Hydrangea macrophylla</i>)	20 gL-1
T26	SAPATINHO DE JUDEU (<i>Thunbergia mysorensis</i>)	5 gL-1
		10 gL-1
T27	SAPATINHO DE JUDEU (<i>Thunbergia mysorensis</i>)	
		15 gL-1
T28	SAPATINHO DE JUDEU (<i>Thunbergia mysorensis</i>)	
		20 gL-1
T29	SAPATINHO DE JUDEU (<i>Thunbergia mysorensis</i>)	
		5 gL-1
T30	FIGUEIRA XILENA (<i>Ficus auriculata</i>)	
T31	FIGUEIRA XILENA (<i>Ficus auriculata</i>)	10 gL-1
T32	FIGUEIRA XILENA (<i>Ficus auriculata</i>)	15 gL-1
T33	FIGUEIRA XILENA (<i>Ficus auriculata</i>)	20 gL-1
T34	FEL DA TERRA (<i>Centaurium erythraea</i>)	5 gL-1
T35	FEL DA TERRA (<i>Centaurium erythraea</i>)	10 gL-1
T36	FEL DA TERRA (<i>Centaurium erythraea</i>)	15 gL-1
T37	FEL DA TERRA (<i>Centaurium erythraea</i>)	20 gL-1
T38	CHÁ DE JABORANDI (<i>Pilocarpus microphyllus</i>)	5 gL-1
		10 gL-1
T39	CHÁ DE JABORANDI (<i>Pilocarpus microphyllus</i>)	
		15 gL-1
T40	CHÁ DE JABORANDI (<i>Pilocarpus microphyllus</i>)	
		20 gL-1
T41	CHÁ DE JABORANDI (<i>Pilocarpus microphyllus</i>)	
		5 gL-1
T42	FLANBOYANTZINHO AMARELO (<i>Caesalpinia pulcherrima</i>)	10 gL-1
T43	FLANBOYANTZINHO AMARELO (<i>Caesalpinia pulcherrima</i>)	15 gL-1
T44	FLANBOYANTZINHO AMARELO (<i>Caesalpinia pulcherrima</i>)	20 gL-1
T45	FLANBOYANTZINHO AMARELO (<i>Caesalpinia pulcherrima</i>)	5 gL-1
T46	POEJA (<i>Mentha pulegium</i>)	
T47	POEJA (<i>Mentha pulegium</i>)	10 gL-1
T48	POEJA (<i>Mentha pulegium</i>)	15 gL-1
T49	POEJA (<i>Mentha pulegium</i>)	20 gL-1
T50	AMARGOSO (<i>Aspidosperma spruceanum</i>)	5 gL-1
		10 gL-1
T51	AMARGOSO (<i>Aspidosperma spruceanum</i>)	
		15 gL-1
T52	AMARGOSO (<i>Aspidosperma spruceanum</i>)	
		20 gL-1
T53	AMARGOSO (<i>Aspidosperma spruceanum</i>)	



Fonte: Fernanda Jank (2025).

Após as plantas selecionadas foram desidratadas (figura 1), em seguida foram pesadas nas concentrações de 5/10/15/20g para 1 Litro de água. Quando as plantas já estavam preparadas, elas foram alocadas em garrafas pets (figura 2) e foi acrescentado água destilada com o auxílio de uma pipeta, após isso os extratos vegetais foram identificados e tampados (figura 3) e em seguida e levados para um local sem luz por 7 dias.

Figura 1/2/3: Aluna desidratando as plantas/ Aluna preparando as garrafinhas/ Garrafinhas preparadas.

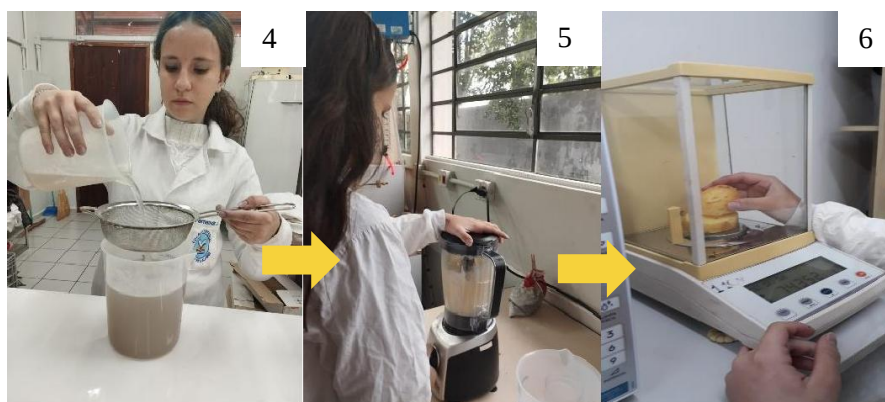


Fonte: Vitória Hespanhol/ Vitória Hespanhol/ Fernanda Jank.

Após os 7 dias iniciou-se o preparo do meio BDA. Primeiramente, as batatas foram pesadas (figura 4) picadas e trituradas em um liquidificador (figura 5), em seguida elas foram colocadas em um recipiente e acrescentado água destilada e levado ao fogo até atingir o cozimento. Após o cozimento das batatas, o caldo foi amassado e peneirado (figura 6) e então, foi levado novamente ao fogo até atingir 70 graus Celsius para então adicionar a dextrose e o ágar.

Figura 4/5/6: Aluna pesando as batatas/ Aluna preparando o meio/ Aluna preparando o meio.

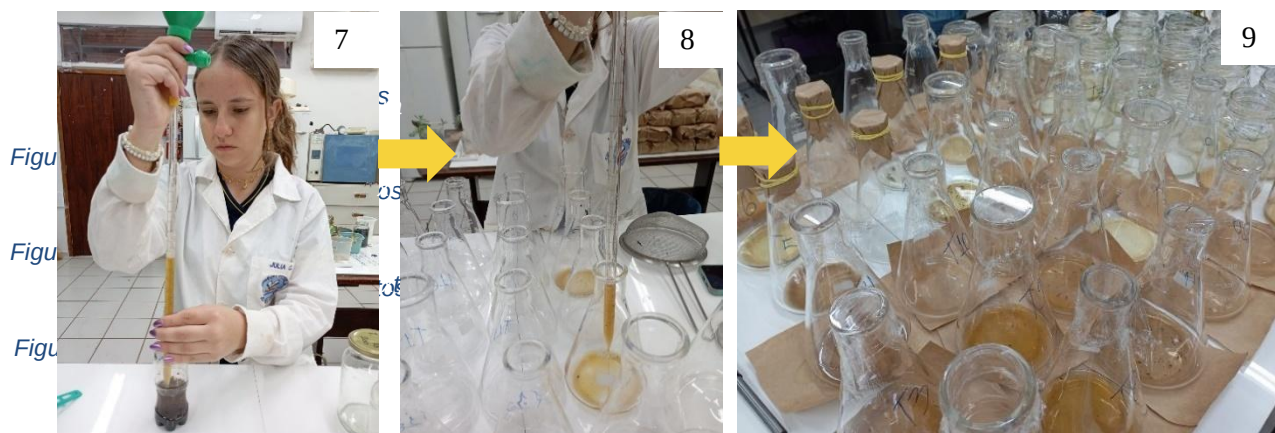
.



Fonte: Vitória Hespanhol/ Vitória Hespanhol/ Vitória Hespanhol.

Quando o meio BDA já havia sido preparado, despejou-se em Erlenmeyers, e em seguida pipetou-se o extrato (figura 7,8 e 9), e os frascos foram vedados e autoclavados.

Figura 7/8/9: Aluna pipetando os extratos vegetais/ Aluna pipetando os extratos vegetais/ Frascos sendo preparados.



Fonte: Izabela Belotto/ Izabela Belotto/ Fernanda Jank.

Enquanto os Erlenmeyer passavam pelo processo de autolavagem embalou-se as placas e posteriormente foram autoclavadas como mostram as figuras 10 e 11.



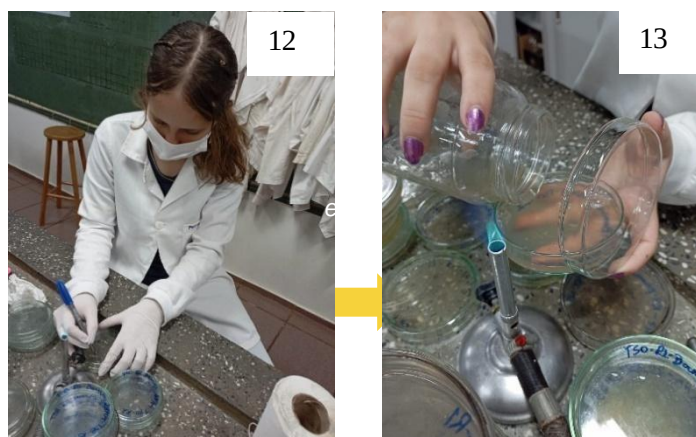
Figura 10/11: Aluna embalando as placas/ Placas embaladas.



Fonte: Beatriz Ferreira/ Fernanda Jank.

Quando os Erlenmeyer e as placas já estavam autoclavadas, colocou-se nas bancadas perto do fogo para minimizar os índices de contaminação. Após isso as placas foram registradas (figura 12) e em seguida, o meio de cultura, contendo os extratos, foi então vazado nas placas (figura 13) e esperou-se atingir a temperatura ambiente.

Figura 12/13: Aluna registrando as placas/ Aluna vertendo o meio.



Fonte: Dionéia Schauren/ Dionéia Schauren.

Quando o meio de cultura atingiu a temperatura ambiente, iniciou-se a inoculação do fungo com o auxílio de um incisor (figura 14), quando todas as placas já estavam inoculadas embalou-se as placas (figura 15) e levou-se para a BOD.



Figura 14/15: Aluna inoculando o fungo nas placas/ Aluna embalando as placas.



Fonte: Dionéia Schauren/ Dionéia Schauren.

Após dois dias iniciou-se as medições do crescimento micelial do fungo de 48 em 48 horas (figura 16 e 17). Os resultados foram calculados e submetidos a análise estatística usando o sistema SISVAR com o teste de média de Scott Knott com 0,05% de significância.

Figura 16/17: Aluna medindo o crescimento do fungo/ Placas utilizadas.



Fonte: Gustavo Miglioretto/ Fernanda Jank.

Pós-Colheita

Para o preparo dos extratos vegetais objetivou-se testar extratos desidratados, inicialmente procuramos pelas melhores plantas nas outras fases de projeto, aquelas que apresentavam um percentual acima de 50% de inibição do fungo *Colletotrichum musae*. Para o preparo dos extratos utilizou-se os Glicínia roxa, Manto rei, Sete léguas amarela, Guaco, Primavera, Jibóia, Flamboyant, Flamboyanzinho e Alfavaca.



Tabela 2: Plantas utilizadas para o preparo dos extratos vegetais no pós-colheita.

PLANTA UTILIZADA:	CONCENTRAÇÕES:
Glicínia roxa (<i>Wisteria sinensis</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Manto rei (<i>Thunbergia erecta</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Sete léguas amarela (<i>Podranea ricasoliana</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Guaco (<i>Mikania glomerata</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Primavera (<i>Bougainvillea spectabilis</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Jibóia (<i>Epipremnum pinnatum</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Flamboyant (<i>Delonix regia</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Flamboyanzinho (<i>Caesalpinia pulcherrim</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹
Alfavaca (<i>Ocimum basilicum</i>)	5/10/15/20gL ⁻¹

Fonte: Fernanda Jank (2025)

Após as plantas serem selecionadas, elas foram desidratadas (figura 18), e em seguida, as plantas foram pesadas nas concentrações de 5/10/15/20g/L⁻¹ (figura 19). Quando as plantas já estavam preparadas, elas foram alocadas em frascos e foi acrescentado água destilada (figura 20), após isso foram levados para um local sem incidência de luz no período de 7 dias.

Figura 18/19/20: Plantas desidratando/ Aluna pesando as plantas/ Aluna preparando os frascos.



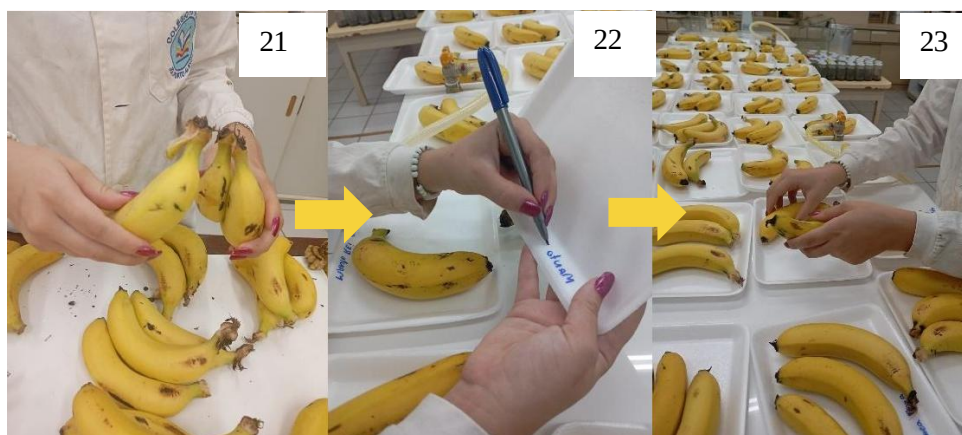
Fonte: Fernanda Jank/ Izabela Belotto/ Izabela Belotto.

Quando os extratos prontos, as bananas foram levadas ao laboratório e lá elas foram separadas e padronizadas (figura 21). Os considerados fora do padrão de



maturação, ou com ferimentos, foram descartadas. Em seguida, as bandejas de isopor foram registradas (figura 22), após isso foi-se separado 3 bananas para cada bandeja, sendo uma grande, uma média e uma pequena (figura 23).

Figura 21/22/23: Aluna separando as bananas/ Aluna registrando as bandejas/ Aluna colocando as bananas nas bandejas.



Fonte: Dionéia Schauren/ Izabela Belotto/ Izabela Belotto.

Quando tudo já havia sido preparado foi-se iniciado a aplicação dos extratos nas bananas (figura 24 e 25), onde também preparamos os agroquímicos, seguindo as recomendações agrônômicas (onde estes foram nomeados de 1/2/1+2)(figura 26), em seguida aplicamos nas bananas, uma destas bandejas será aplicado água que é o que usamos como um meio de comparação com os outros tratamentos, nomeado de controle.

Figura 24/25/26: Aplicação dos extratos vegetais/ Aplicação dos extratos vegetais/ Agroquímicos utilizados.



Fonte: Izabela Belotto/ Izabela Belotto/ Fernanda Jank.



Posteriormente iniciamos a inoculação do patógeno nas bananas, e após 19 dias avaliamos as mesmas de uma forma qualitativa (figura 27, 28 e 29).

Figura 27/28/29: Aluna registrando os pontos de inicisão nas bananas/ Aluna registrando os pontos de inicisão nas bananas/ Bananas após a inoculação dos fungos.



Fonte: Beatriz Ferreira/ Beatriz Ferreira/ Fernanda Jank.



5 RESULTADOS OBTIDOS

De acordo com Jeyabal et al (2001), embora a maioria dos trabalhos com *T. procumbens* esteja relacionada com suas propriedades medicinais, essa espécie também está presente em áreas agrícolas de outros países, sendo responsável pela redução produtiva nas lavouras, como em soja. A capacidade de disseminação das suas sementes pelo vento contribui para sua proliferação em diferentes áreas, dificultando o controle da espécie. Onde assim os resultados obtidos se mostram efetivos já que nos testes feitos no meio *in vitro*, o melhor resultado foi do extrato de Erva de Touro (*Tridax procumbens*), que controlou cerca de 68% do crescimento do fungo (*Colletotrichum musae*), apresentado assim bons resultados e mostrando mais uma forma alternativa para a utilização desta erva daninha.

Tabela 3: Resultados obtidos no meio *in vitro*.

TRATAMENTOS	MÉDIAS	RESULTADOS DO TESTE	PORCENTAGEM DE INIBIÇÃO
T2 (Erva de Touro 5g)	2,32	A	68,30%
T3 (Erva de Touro 10g)	2,72	A	62,84%
T5 (Erva de Touro 20g)	3,11	A	57,51%
T11 (Mulungu 10g)	3,25	A	55,60%
T9 (Sete Copa 20g)	3,39	A	53,68%
T26 (Sapatinho de Judeu 5g)	3,42	A	53,27%
T4 (Erva de Touro 15g)	3,49	A	52,32%
T10 (Mulungu 5g)	3,51	A	52,04%
T27 (Sapatinho de Judeu 10g)	3,53	A	51,77%
T12 (Mulungu 15g)	3,53	A	51,77%



T29 (Sapatinho de Judeu 20g)	3,67	A	49,86%
T28 (Sapatinho de Judeu 15g)	3,68	A	49,72%
T6 (Sete Copa 5g)	3,94	A	46,17%
T7 (Sete Copa 10g)	3,96	A	45,90%
T8 (Sete Copa 15g)	3,96	A	45,90%
T48 (Poeja 15g)	3,99	A	45,49%
T38 (Chá de Jaborandi 5g)	4,06	B	44,5%
T40 (Chá de Jaborandi 15g)	4,17	B	43,03%
T35 (Fel da Terra 10g)	4,17	B	43,03%
T46 (Poeja 5g)	4,18	B	42,89%
T51 (Amargoso 10g)	4,20	B	42,62%
T52 (Amargoso 15g)	4,23	B	42,21%
T41 (Chá de Jaborandi 20g)	4,25	B	41,93%
T44 (Flanboyantzinho Amarelo 20g)	4,32	B	40,98%
T36 (Fel da Terra 15g)	4,33	B	40,84%
T34 (Fel da Terra 5g)	4,33	B	40,84%
T53 (Amargoso 20g)	4,39	B	40,02%
T43 (Flanboyantzinho Amarelo 15g)	4,40	B	39,89%
T49 (Poeja 20g)	4,45	B	39,07%



T45 (Flanboyantzinho Amarelo 20g)	4,46	B	38,93%
T32 (Figueira Chilena 15g)	4,50	B	38,52%
T39 (Chá de Jaborandi 10g)	4,51	B	38,38%
T42 (Flanboyantzinho Amarelo 5g)	4,60	B	37,15%
T13 (Mulungu 20g)	4,62	B	36,88%
T37 (Fel da Terra 20g)	4,63	B	36,74%
T47 (Poeja 10g)	4,65	B	36,47%
T33 (Figueira Chilena 20g)	4,65	B	36,47%
T50 (Amargoso 5g)	4,67	B	36,20%
T30 (Figueira Chilena 5g)	4,72	B	35,51%
T22 (Hortência 5g)	5,77	C	21,17%
T20 (Erva de Santa Luzia 15g)	5,79	C	20,90%
T15 (Buva 10g)	5,82	C	20,49%
T24 (Hortência 15g)	6,26	C	14,48%
T16 (Buva 15g)	6,92	C	5,56%
T17 (Buva 20g)	6,94	C	5,19%
T14 (Buva 5g)	6,96	C	4,9%
T18 (Erva de Santa Luzia 5g)	6,98	C	4,64%
T21 (Erva de Santa Luzia 20g)	7,19	C	1,77%



T25 (Hortêncica 20g)	7,23	C	1,22%
T1 CONTROLE	7,32	C	0%
T19 (Erva de Santa Luzia 10g)	7,44	C	-1,63%
T23 (Hortêncica 10g)	7,70	C	-5,19%
T31 (Figueira Chilena 10g)	7,85	C	-7,24%

Fonte: Fernanda Jank (2025).

O projeto também apresenta resultados satisfatórios nos testes que foram feitos no pós- colheita da fruta, onde podemos concluir que nas avaliações que foram feitas os melhores resultados, foram os extratos de Flamboyant (*Delonix regia*) (figura 30), Guaco (*Mikania glomerata*) (figura 31) e Alfavaca (*Ocimum basilicum*) (figura 32). Estes apresentaram resultados qualitativos melhores que os próprios agroquímicos e o controle.

Figura 30/31/32: Resultados obtidos no pós-colheita.



Fonte: Fernanda Jank.



6 CONCLUSÕES OU CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com base nos ensaios realizados em condições *in vitro*, observou-se que o extrato de Erva-de-Touro (*Tridax procumbens*) apresentou a maior eficácia no controle do crescimento micelial do fungo *Colletotrichum musae*, alcançando aproximadamente 68% de inibição, destacando-se como o mais promissor entre os extratos testados nessa fase.

Nos experimentos conduzidos em pós-colheita, os resultados também se mostraram satisfatórios. Os extratos de Flamboyant (*Delonix regia*), Guaco (*Mikania glomerata*) e Alfavaca (*Ocimum basilicum*) demonstraram desempenho superior ao dos agroquímicos comerciais e do controle negativo, apresentando melhor qualidade na preservação dos frutos e no controle da antracnose.

Dessa forma, o estudo atingiu os objetivos propostos, comprovando o potencial de diferentes extratos vegetais como agentes antifúngicos alternativos no controle de *C. musae*, tanto em meio de cultivo (*in vitro*) quanto em condições de armazenamento pós-colheita. Os resultados obtidos evidenciam a viabilidade do uso dessas substâncias naturais como alternativas sustentáveis e eficazes aos fungicidas sintéticos, contribuindo para práticas agrícolas menos impactantes ao meio ambiente e à saúde humana.

Além disso, este projeto está alinhado com diversos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) da Organização das Nações Unidas, contribuindo para a promoção de práticas agrícolas mais sustentáveis e responsáveis. Especificamente, o estudo impacta o ODS 3 (Saúde e Bem-Estar), ao buscar alternativas que reduzam o uso de agroquímicos prejudiciais à saúde humana; o ODS 8 (Trabalho Decente e Crescimento Econômico), ao valorizar a produção agrícola sustentável que gera emprego e renda no meio rural; o ODS 11 (Cidades e Comunidades Sustentáveis), ao promover cadeias produtivas mais limpas e seguras; o ODS 12 (Consumo e Produção Responsáveis), por incentivar o uso de extratos naturais que minimizam impactos ambientais; o ODS 14 (Vida na Água) e o ODS 15 (Vida Terrestre), ao contribuir para a redução da poluição e preservação da biodiversidade; e o ODS 6 (Água Potável e Saneamento), ao diminuir a contaminação hídrica causada por resíduos agroquímicos. Dessa forma, o projeto não apenas avança no controle biológico de fitopatógenos, mas também fortalece a agenda global para um desenvolvimento mais



sustentável e equilibrado.

Figuras 33/34/35/36/37/38/39: ODS encontradas no projeto



Fonte: <https://brasil.un.org/pt-br/sdgs>



REFERÊNCIAS

FAO. **FAOSTAT**. Disponível em:< <http://www.fao.org/ag/guides/resource/data.htm>>.

RAMMA, I., MADHU, S.P.B. & PEERTHUM, P. Postharvest quality improvement of banana. **Food and Agricultural Research Council**: 187-194. 1999 .

NOMURA ED, DAMATTO JUNIOR ER, FUZITANI EJ, AMORIM EP & SILVA SO (2013) Avaliação agronômica de genótipos de bananeiras em condições subtropicais, Vale do Ribeira, São Paulo - Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 35:112-122.

CORDEIRO, Z.J.M.; MATOS, A.P.de; MEISSNER FILHO, P.E. Doenças e métodos de controle. In: BORGES, A.L.; SOUZA, L. da S. **O cultivo da bananeira Cruz das Almas: Embrapa-CNPMP**, 2004. p.146-182.

VENTURA, J.A.; HINZ, R.H. Controle das doenças da bananeira. In: ZAMBOLIN, L.; VALE, F.X.R. do; MONTEIRO, A.J.A.; COSTA, H. Controle de doenças de plantas fruteiras. **Viçosa**, MG: UFV, 2002. p.839-926.

COELHO, A.F.S.; DIAS, M.S.C.; RODRIGUES, M.L.M.; LEAL, P.A.M. Controle pós-colheita da antracnose da banana-prata anã tratada com fungicidas e mantida sob refrigeração. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 34, n. 4, p. 1004-1008, 2010
PESSOA, W.R.L.S. et al. OLIVEIRA, S.M.A.;DANTAS, S.A.F.; TAVARES, S.C.C. DE

H.;SANTOS, A.M.G. Efeito da temperatura e período de molhamento sobre o desenvolvimento de lesões de *Colletotrichum musae* em banana. **Summa Phytopathologica, Botucatu**, v.33, n.2, p.147-151,2007
MAIA, V.M.; SALOMÃO, L.C.C.; SIQUEIRA, D.L.; PUSCHMANN, R.; MOTA FILHO, MANICA, I. Fruticultura tropical 4. - banana. **Porto Alegre: Cinco Continentes**, 1997. 485 p

WEIR, B.S., et al. “The *Colletotrichum Gloeosporioides* Species Complex.” **Studies in Mycology**, vol. 73, Sept. 2012, pp. 115–180, pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/23136459/, 10.3114/sim0011.

KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas. **São Paulo: Ceres**, 2005. v.2, 663p



GARCIA E.G. Segurança e saúde no trabalho rural: a questão dos agrotóxicos. **São Paulo: Fundacentro- Ministério do Trabalho e Emprego; 2001.**

OPAS/OMS. **Manual de vigilância da saúde de populações expostas a agrotóxicos. Brasília: OPAS/OMS, 1996.**

NEGREIROS, R.J.Z. de. SALOMÃO, L.C.C; PEREIRA, O.L.; CECOM, SIQUEIRA, P.R.D.L. de. Controle da antracnose na pós-colheita de bananas 'Prata' com produtos alternativos aos agrotóxicos convencionais. **Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal**, v.35, n.1, p.51-58, 2013.

BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Bioco trole de Doenças e Plantas: Usos e Perspectivas. 1. ed. **Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente**, 2009. 341 p OLIVEIRA, M. L. et al. Black root rot caused by *Rosellinia pepo*, a new disease of the clove tree in Brazil. **Tropical plant pathology**, vol. 33, n. 2, p. 90-95, 2003