UNIVERSIDADE DO ESTADO DE MATO GROSSO “CARLOS ALBERTO REYES MALDONADO” – UNEMAT

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E AGROECOSSISTEMAS AMAZÔNICOS

FIDELINO DE JESUS DOS REIS

Trichoderma atroviride associado à adubação fosfatada em *Zea mays* cultivado na Amazônia Meridional

Dissertação de Mestrado

ALTA FLORESTA – MT
2025

	FIDELINO DE JESUS DOS REIS	Diss. MESTRADO	PPGBioAgro 2025

UNIVERSIDADE DO ESTADO DE MATO GROSSO
FACULDADE DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E AGROECOSSISTEMAS AMAZÔNICOS

Trichoderma atroviride associado à adubação fosfatada em *Zea mays* cultivado na Amazônia Meridional

FIDELINO DE JESUS DOS REIS

Dissertação apresentada à Universidade do Estado de Mato Grosso, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos, para a obtenção do título de Mestre em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos.

Orientador: Oscar Mitsuo Yamashita

ALTA FLORESTA – MT

2025

Catalogação na publicação

Ficha catalográfica elaborada pela Supervisão de Bibliotecas da UNEMATCatalogação de Publicação na Fonte. UNEMAT - Unidade padrão

R375t Reis, Fidelino de Jesus Dos.
Trichoderma atroviride associado à adubação fosfatada em Zea mays cultivado na Amazônia Meridional / Fidelino de Jesus Dos Reis. - Cáceres, 2025.
70f.: il.

Universidade do Estado de Mato Grosso "Carlos Alberto Reyes Maldonado", Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos/AFL-PPGBIOAGRO - Alta Floresta - Mestrado Academico, Campus Universitário De Alta Floresta.
Orientador: Oscar Mitsuo Yamashita.

1. Fungo, Trichoderma atroviride. 2. fósforo; fertilização. 3. Zea mays. I. Yamashita, Oscar Mitsuo. II. Título.

UNEMAT / MTSCB CDU 632.98

Trichoderma atroviride associado à adubação fosfatada em *Zea mays* cultivado na Amazônia Meridional

FIDELINO JESUS DOS REIS

Dissertação apresentada à Universidade do Estado de Mato Grosso, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos, para a obtenção do título de Mestre em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos

Aprovada em: dia/mês/ano

_____

Prof. Dr. Oscar Mitsuo Yamashita

Orientador – UNEMAT/ PPGBioAgro

_____

Prof. Dr. Marco Antonio Camillo de Carvalho UNEMAT/ PPGBioAgro

_____

Profa. Dra. Sayonara Andrade do Couto Moreno Arantes

UFMT/ PPGAgronomia

“Todo mundo é um gênio. Mas se você julgar um peixe por sua capacidade de subir em uma árvore, ele vai gastar toda a vida acreditando que é estúpido”.

Albert Einstein

AGRADECIMENTOS

A Deus, que me deu forças nos momentos mais difíceis, sempre senti sua mão me fortalecendo, guiando, instruindo e não me deixando desistir dos meus propósitos.

À Universidade do Estado de Mato Grosso (UNEMAT), campus de Alta Floresta - MT, ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro através da concessão de bolsa.

Ao meu orientador, Dr. Oscar Mitsuo Yamashita, peça fundamental para o desenvolvimento desta dissertação. Faltam palavras para descrever o quanto sou grato.

Aos meus pais, José Francisco dos Reis e Iraci Raimunda de Jesus, por me concederem a vida e me ensinarem os princípios da educação, da honra e da honestidade. Sou grato pelo apoio constante e por me guiarem na direção certa, mostrando que o único caminho é o estudo.

Dedico minha homenagem a José Francisco dos Reis (meu pai), (in memoriam). Foi a pessoa mais importante da minha vida. Meu pai foi um exemplo de integridade, coragem e dedicação. Ele me ensinou o valor do trabalho árduo e a importância de tratar a todos com respeito e dignidade. Sua sabedoria e seus conselhos foram fundamentais em todas as etapas da minha vida, e sua presença sempre foi um farol que me guiou nos momentos de incerteza.

Agradeço por tudo que ele fez por mim e pela nossa família. Seu amor e força, nos momentos difíceis, nos mantiveram unidos e nos deram coragem para seguir em frente. Ele sempre acreditou em mim e me incentivou a buscar meus sonhos e objetivos, mesmo quando as circunstâncias eram desafiadoras. A saudade é imensa, mas seu legado de amor, honestidade e perseverança viverá para sempre em meu coração.

Deixo também minha homenagem a Márcia Diones Bacca (in memoriam), minha primeira professora do ensino fundamental. Você sempre me incentivou a estudar, sempre disse que eu era capaz. Foi como uma segunda mãe para mim. Obrigado por tudo.

Um agradecimento especial à minha irmã, Grasiele de Jesus dos Reis, por seu apoio em todas as etapas deste trabalho.

Agradeço a todos os meus professores e colegas que passaram por minha vida durante esse ciclo. Aprendi muito com todos vocês.

Muito Obrigado!!!

BIOGRAFIA

Fidelino de Jesus dos Reis, filho de José Francisco dos Reis e Iraci Raimunda de Jesus, nasceu em 3 de abril de 1992, no município de Alta Floresta, MT, Brasil. Em 2012, concluiu o ensino médio na Escola Estadual Vitória Furlani da Riva e, no mesmo ano, realizou o curso de Jovem Marceneiro. Em 2014, concluiu o curso Técnico em Zootecnia pela Secretaria de Estado de Ciência, Tecnologia e Inovação (SECITEC), e logo após, iniciou o curso Técnico em Agropecuária. Em 2016, deu início à Licenciatura Plena e ao Bacharelado em Ciências Biológicas pela Universidade do Estado de Mato Grosso (UNEMAT), no campus de Alta Floresta. A graduação, que estava prevista para ser concluída em 2021, foi finalizada em fevereiro de 2022, devido aos impactos da pandemia de COVID-19. Em 2023, ingressou no Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Agroecossistemas Amazônicos da UNEMAT, onde é orientado pelo Dr. Oscar Mitsuo Yamashita.

SUMÁRIO

LISTAS DE FIGURAS X
LISTAS DE TABELAS XII
1.INTRODUÇÃO 1
2.REFERENCIAL TEÓRICO 4
2.1. Gênero *Trichoderma* 4
2.2. Fungos *Trichoderma* no desenvolvimento das plantas 5
2.3. Cultura do milho (*Zea mays* L.) 6
2.4. Interação entre microorganismos e plantas 10
2.5. Fertilização fosfatada 11
2.6. Solubilização de fósforo por *Trichoderma* ..... .12
2. MATERIAL E MÉTODOS 15
2.1Local de Estudo 15
2.2 Análise de solo 17
2.3 Tratamento 18
2.4 Preparação da área experimental 20
2.5 Analise da área experimental após 45 dias 23
2.6 Análise da Área Experimental após 85 dias 23
2.7 Análise da Área Experimental após 120 dias 24
2.8 Uso de inseticidas no controle das pragas 25
2.9 Análise estatística dos dados 26
3.RESULTA E DISCUSSÃO.....27
3.1 Desenvolvimento do milho verde aos 45 dias. 27
3.2 Análise do milho verde aos 85 dias 30
3.2. Análise dos parâmetros fitotécnicos do milho verde aos 120 dias 33
4.REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS 39
5. APÊNDICE 50

LISTAS DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de localização da área de estudo, Alta Floresta, Mato Grosso 15

Figura 2-O volume médio de chuva esperado para o ano de 2023 foi de 1.653,9 mm. 15

Figura 3-comparação a temperatura média mensal em Alta Floresta nos anos de 2023 17

Figura 4-Placas de Petri contendo meio de culturam foram utilizadas para o cultivo de colônias do fungo Trichoderma. Essas placas foram incubadas em B.O.D. (Biochemical Oxygen Demand) para promover o crescimento dos microrganismos. frasco de vidro com armazenam dos microorganismos 19

Figura 5-A) Vegetação espontânea antes do preparo do solo. B) Solo já preparado, sem vegetação, em processo de gradeamento. C) Área com irrigação instalada, com tubulação estendida ao longo do terreno. D) Solo gradeado, com preparação dos sulcos para o plantio 21

Figura 6-A) Preparo do solo com sulcos e aplicação de fertilizantes: O solo foi preparado com a abertura de sulcos, onde foram aplicados os fertilizantes superfosfato simples, cloreto de potássio e ureia; B) Semeadura manual: A semeadura foi realizada manualmente distribuindo as sementes de milhos nos sulcos,juntamente ciom os adulbos C)Germinação de plântulas:Após a semeaduras,ocorreu a germinação com as primeiras folhas (cotilédones)emergendo do solo,marcando o inicio do crescimento das plantas ;D) Desenvolvimento das plantas com 15 dias;Quinze dias após a verdadeiras,com semeaduras apresenta , 3 a 4 folhas,com alturas variando entre 15 a 25 cm..... 22

Figura7-A) Aplicação de fertilizantes: No estágio V5 (quando a planta apresenta 5 folhas completamente desenvolvidas), foi realizada a aplicação de 50 g de ureia e 20,8 g de cloreto de potássio B) Controle de plantas daninhas: Foi realizado o controle de plantas daninhas por meio de capina manual,removendo as invasoras que competem por nutrientes,água e luz,garantindo que o milho tenha condções ideais para seu desenvolvimento. 22

Figura 8-A)Altura da interseção da planta: Medição da altura da espiga na planta utilizando uma fita métrica. B) Avaliando a área experimental: Contagem variável de 10 plantas dentro da área analisada. C) Representação da espiga de milho: o desenvolvimento dos grãos D) Uso de paquimetro do diâmetro da espiga 22

Figura 9-Estádio R3 (Grão Leitoso): nessa fase, os grãos atingem o estágio de "grão leitoso", caracterizado por uma umidade aproximada de 80%. Nesse estádio, os grãos apresentam uma consistência líquida e leitosa ao serem pressionados, indicando o início do acúmulo reserva de energia 24
Figura 10-A) Peso da espiga de milhoB) Fragmentos do pé de milho: Inclui colmos e folhas colocados na balança para medição, avaliando a biomassa desses componentes.C) Pesagem da palha: 25

Figura11-A) Presença de Spodoptera frugiperda: lagarta-do-cartucho em folha de milho (Zea mays L.),B) Sintomas de danos foliares: Registro dos danos causados pela alimentação de lepidópteros-praga.C) Aplicação de inseticida por meio de pulverização costal, medida de controle fitossanitário no manejo integrados de pragas (MIP) 26

Figura 12. Diâmetro de caule de plantas jovens de milho (AG 1051) com 45 dias de idade, sob influência de tratamento das sementes com Trichoderma e doses crescentes de fósforo. 29

Figura 13. Efeito do tratamento das sementes da cultivar de milho (AG 1051) com T. atroviride e doses crescentes de fósforo, para a variável fileira de sementes por espiga 32

Figura 14-Esquema demonstrando a câmara de Neubauer com área dos subcompartimentos em vermelho para a contagem dos conídios de Trichoderma atroviride.....32

Figura 15-Fluxo laminar vazio com as placas de Petri (A); fluxo laminar com reagentes preparados para a inoculação dos fungos Trichoderma (B); autoclave vertical analógica (C); placa de Petri descontaminada (D); e placas de Petri contendo fungos Trichoderma (E e F) 51

Figura16-Irrigação A), mini aspersor super 10 amarelo 450 l/h 51

Figura 17-Milho no terceiro dia após o plantio (A); primeiro registro de ataque de formigas (B); milho apresentando deficiência de fósforo (C); milho com 21 dias (D); percevejo-gaúcho (E); ataque da lagarta-do-cartucho (F). 52

Figura 18-Bomba de Inseticida utilizado (A); ataque da lagarta-do-cartucho (B); deficiência de fósforo (C); percevejo-gaúcho (E e F); primeiro registro de ataque de maritacas no milho (G). 52

Figura 19-Imagem aérea registrada por drone durante o período reprodutivo do milho 53

Figura 20- Separação dos grãos de milho,para fazer análise de nutrientes 53

LISTAS DE TABELAS

Tabela 1 - Estádios vegetativos e reprodutivos de planta de milho 8

Tabela 2. Resultados das análises de solo, realizadas antes da montagem do experimento. 17

Tabela 3. Análise de solo realizada na área experimental em Alta Floresta-MT. 18

Tabela 4. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis altura de plantas (ALTURA), número de folhas (FOLHAS) e diâmetro de caule (DIAMETRO) no desenvolvimento inicial de milho (AG 1051). 27

Tabela 5. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis altura de plantas (ALTp), peso total da planta (Pp), altura de inserção de espiga (AIEs), peso da palha da espiga (PPEs), comprimento total da espiga com palha (CTEs) 30

Tabela 6-Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis diâmetro de espigas (DIEs), peso total da espiga (PTEs), peso da espiga sem palha (PEs), fileira de sementes por espiga (FSEs), comprimento da espiga sem palha (CEs) de plantas de milho (AG 1051), sob influência de tratamento das sementes com Trichordema e doses de fósforo.**.....30**

Tabela 7-. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio de diâmetro de espiga (DIAM), peso total da espiga (PT-ESP), peso da palha da espiga (P-PALHA), peso apenas da espiga (P-ESP), fileiras de sementes por espiga (FILEIRAS), peso do sabu (SABUG),peso de 1000 grãoes (P1000G),comprimento de espiga com palha (CESP+P) e comprimento sem palha (CESP-P), sob influência de tratamento das sementes com Trichoderma atroviride, e doses crescentes de fósforos em coleta realizada aos 120 dias da semeadurasTabela 8. Análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis peso total da espiga (PT-ESP), peso de 1000 grãos (P-1000G) e comprimento 35

de espiga sem palha (CESP-P) sob influência de tratamento das sementes com Trichoderma atroviride e doses crescente de fósforo em coleta realizadas aos 120 dias de semeaduras 35

Tabela 9-Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio de peso de 100 grãos de milho (AG 1051), sob influência de tratamento das sementes com Trichoderma atroviride e doses crescentes de fósforo 36

Tabela 10-O experimento foi conduzido em um delineamento em blocos casualizados (DBC), contendo um total de 30 parcelas. Foram avaliadas cinco doses de fósforo combinadas com dois tratamentos: um com aplicação do fungo Trichoderma spp. e outro sem a aplicação do fungos,possui 3 repetições 50
Tabela 11-Doses de superfosfato, NPK, Ureia 50

RESUMO

REIS, Fidelino de Jesus dos. M.Sc. Universidade do Estado de Mato Grosso, Fevereiro 2025. ***Trichoderma atroviride* associado à adubação fosfatada em *Zea mays* cultivado na Amazônia Meridional.** Orientador: Oscar Mitsuo Yamashita

A pesquisa foi conduzida na Universidade do Estado de Mato Grosso (UNEMAT) e avaliou o tratamento de sementes de milho com *Trichoderma atroviride* associado a diferentes concentrações de fósforo. O experimento foi realizado em delineamento de blocos casualizados (DBC), com cinco doses de fósforo (0, 30, 60, 90 e 180 kg ha^{-1} de P_2O_5) e dois tratamentos (com e sem T. *atroviride*), totalizando 30 parcelas. As sementes de milho (cultivar AG 1051) foram tratadas com uma suspensão de *T. atroviride* e semeadas em solo classificado como Argissolo Vermelho Amarelo. A adubação fosfatada foi aplicada no sulco de plantio, juntamente com nitrogênio (ureia) e potássio (cloreto de potássio), parcelados em duas aplicações. A irrigação foi realizada diariamente para manter a umidade do solo próxima à capacidade de campo. Foram realizadas avaliações aos 45, 85 e 120 dias após a semeadura, analisando variáveis como altura das plantas, diâmetro do caule, número de folhas, peso das espigas e número de fileiras de sementes por espiga. Os resultados mostraram que o tratamento com *T. atroviride* não teve efeito significativo sobre a altura das plantas e o número de folhas, mas influenciou positivamente o diâmetro do caule, que também apresentou aumento com doses crescentes de fósforo. Aos 45 dias, o fósforo teve um efeito positivo no diâmetro do caule, mas não impactou significativamente a altura ou o número de folhas. Aos 120 dias, o tratamento com *T. atroviride* aumentou significativamente o peso total da espiga, o peso de 1000 grãos e o comprimento da espiga sem palha. A interação entre o fungo e o fósforo também influenciou positivamente o número de fileiras de sementes por espiga. Conclui-se que o fósforo desempenha um papel crucial no fortalecimento estrutural das plantas de milho, enquanto o *T. atroviride* pode potencializar a produtividade em condições específicas. A pesquisa reforça a importância de avançar nos estudos sobre bioinoculantes, como *Trichoderma*, para promover práticas agrícolas mais sustentáveis e reduzir a dependência de insumos químicos.

Palavras-chave: Fungo, *Trichoderma atroviride*; fósforo; fertilização; *Zea mays.*

ABSTRACT

REIS, Fidelino de Jesus dos. M.Sc. Universidade do Estado de Mato Grosso, February 2025. **Microorganisms associated with phosphate fertilizer in the development of green corn cultivated in the Southern Amazon.** Advisor: Oscar Mitsuo Yamashita.

The research was conducted at the State University of Mato Grosso (UNEMAT) and evaluated the treatment of corn seeds with Trichoderma atroviride associated with different concentrations of phosphorus. The experiment was carried out in a randomized block design (RBD), with five phosphorus rates (0, 30, 60, 90 and 180 kg ha^{-1} of P_2O_5) and two treatments (with and without T. atroviride), totaling 30 plots. Corn seeds (cultivar AG 1051) were treated with a suspension of T. atroviride and sown in soil classified as Red-Yellow Argisol. Phosphate fertilization was applied in the planting furrow, together with nitrogen (urea) and potassium (potassium chloride), split into two applications. Irrigation was performed daily to maintain soil moisture close to field capacity. Evaluations were carried out at 45, 85 and 120 days after sowing, analyzing variables such as plant height, stem diameter, number of leaves, ear weight and number of seed rows per ear. The results showed that treatment with T. atroviride had no significant effect on plant height and number of leaves, but positively influenced stem diameter, which also increased with increasing doses of phosphorus. At 45 days, phosphorus had a positive effect on stem diameter, but did not significantly impact height or number of leaves. At 120 days, treatment with T. atroviride significantly increased total ear weight, 1000-grain weight and length of the ear without straw. The interaction between the fungus and phosphorus also positively influenced the number of seed rows per ear. It is concluded that phosphorus plays a crucial role in the structural strengthening of corn plants, while T. atroviride can enhance productivity under specific conditions. The research reinforces the importance of advancing studies on bioinoculants, such as Trichoderma, to promote more sustainable agricultural practices and reduce dependence on chemical**.**

Keywords: *Trichoderma atroviride*; Phosphorus; Fertilization; *Zea mays*.

1.INTRODUÇÃO

Os microrganismos pertencem a grupos taxonomicamente distintos, como vírus, bactérias, fungos e protozoários, entre outros. Encontram-se amplamente distribuídos, tanto em habitats naturais quanto em ambientes alterados pela ação humana. Sua diversidade fisiológica e metabólica, aliada à capacidade de sobrevivência em espaços reduzidos, os torna menos suscetíveis à degradação ambiental em comparação com organismos mais complexos (GLAZER & NIKAIDO, 1995).

Os metabólitos produzidos por microrganismos do solo representam um importante grupo para a produção de compostos biologicamente ativos (DONADIO et al., 2002), podendo ser sintetizados via ribossomal e não ribossomal (KLEINKAUF & VON DOHREN, 1996). Dentre estes metabólitos, encontram-se antibióticos, pigmentos, toxinas, indutores de competição ecológica, de simbiose e promotores de crescimentos de plantas (DEMAIN, 1992).

Os metabólitos secundários produzidos por fungos podem modificar o crescimento e o metabolismo das plantas, enquanto outros parecem ter como alvo processos fúngicos específicos, como esporulação e alongamento de hifas (THAMBUGALA et al., 2020).

Os fungos do gênero Trichoderma têm sido utilizados como inoculantes para biocontrole agrícola. Promovem o melhor desenvolvimento vegetal, beneficiando a planta desde a germinação até o desenvolvimento, pois funcionam como bioestimulantes do crescimento radicular, melhorando a assimilação de nutrientes pelas raízes e controlando patógenos (JUNIOR et al., 2014). Estes fungos encontrados na rizosfera, são conhecidos como importantes promotores do crescimento de diversas espécies vegetais. Eles também produzem hormônios, estímulo à multiplicação celular, aumento da disponibilidade e absorção de nutrientes pela planta (MACHADO et al., 2012). Além de serem rica fonte de metabólitos secundários promovendo o aumento da superfície total do sistema radicular (LUCON, 2009).

Os fungos Trichoderma estão entre os mais explorados no mundo, devido ao potencial industrial, biotecnológico e um rápido crescimento em diversos

substratos, além de não apresentarem patogenicidade ao homem e ao meio ambiente (REZENDE, 2017). São altamente interativos nas raízes das plantas,

promovendo crescimento vegetal e auxiliando na captação de nutrientes do solo por diversos vegetais (HARMAN et al., 2004).

Nesse processo, os condicionadores biológicos de solo baseados em fungos do gênero Trichoderma podem ser uma alternativa viável para esse processo. Isso se deve ao fato de que o produto tem o potencial de melhorar os atributos físicos, químicos e biológicos do solo (SIQUEIRA & FRANCO, 1988), bem como estimular o crescimento inicial de plantas, que são importantes para a exploração humana. Os mesmos autores também relatam sobre os efeitos nutricionais, que incluem especialmente a ação destes na absorção de nutrientes, ação indireta da fixação biológica de nitrogênio pelas raízes das plantas e também no crescimento das raízes e diâmetro da parte aérea.

Diversos microrganismos do solo, especialmente os da rizosfera, têm a capacidade de solubilizar formas de fosfato indisponíveis (MAHESWAR & SATHIYAVANI, 2012). Entre esses microrganismos, os fungos são frequentemente relatados como possuindo maior habilidade de solubilização em comparação com as bactérias (NAHAS, 2002). A capacidade de solubilização de fosfatos está diretamente relacionada à produção de ácidos orgânicos e/ou polissacarídeos extracelulares pelos microrganismos (KIM et al., 1997), além da produção de enzimas fosfatases, que promovem a hidrólise do fosfato, convertendo o fosfato orgânico em uma forma solúvel de fosfato inorgânico (LEITÃO et al., 2010).

A solubilização de fósforo por Trichoderma é um mecanismo amplamente investigado. O processo envolve a seleção de isolados com potencial para solubilizar fosfatos no solo, por meio da produção de enzimas fosfatases e ácidos orgânicos. Esses isolados têm mostrado resultados benéficos no crescimento das plantas (BONONI et al., 2018).

O fósforo desempenha um papel fundamental na transferência de energia nas células vivas, atuando por meio da ponte de ATP. Ele é essencial para a formação e o transporte de carboidratos, ácidos graxos, glicerídeos e intermediários metabólicos indispensáveis. Além disso, o fósforo integra a

composição das núcleo-proteínas, que são componentes estruturais do núcleo celular, e dos fosfatídeos, presentes em sementes de soja (VERNETTI, 1983).

O acúmulo de fósforo em formas mais lábeis representa uma maior capacidade de reposição do fósforo absorvido pelas plantas na solução do solo. No entanto, para que ocorra uma absorção adequada, além de garantir o crescimento e a produtividade das culturas a longo prazo, a disponibilidade do nutriente deve estar associada à presença de uma alta densidade de raízes capazes de absorvê-lo, uma vez que o suprimento para as raízes ocorre por difusão (BARBER, 1995). Embora as raízes apresentem elevada plasticidade (HODGE et al., 2009; MULIA et al., 2010), respondendo tanto fisiologicamente quanto morfologicamente à distribuição e disponibilidade de nutrientes no solo (ROBINSON, 1996).

Nesse cenário, a aplicação do fungo Trichoderma assume um papel crucial na busca por uma agricultura mais sustentável, especialmente no cultivo de milho. Entre as espécies, o Trichoderma atroviride destaca-se como um aliado promissor. Sua capacidade de interagir com o solo, particularmente na solubilização de fósforo, apresenta um grande potencial para práticas de adubação mais eficientes e sustentáveis. Esse fator é especialmente relevante diante das previsões de escassez futura desse recurso essencial.

Assim, aprofundar pesquisas sobre o uso de T. atroviride no cultivo de milho não apenas favorece o aumento da produtividade, mas também contribui para a preservação ambiental e a sustentabilidade agrícola. Diante do exposto o objetivo do estudo foi compreender a ação de T. atriviride em interação com a fosfatagem na semeadura e seu efeito no desenvolvimento e na produção de milho verde, além de verificar sua possível capacidade de solubilização de fósforo em solo nas condições de cultivo na Amazônia Meridional.

2.REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. Gênero *Trichoderma*

O gênero *Hypocrea* foi descrito primeiro por Elias Fries, em 1825, baseado em Sphaeria rufa Pers, que possuía ascósporos hialinos, e depois se tornou a

espécie Hypocrea rufa(pers.) Fr., mas na época não foi relacionado com o gênero *Trichoderma.* Em 1865, houve um fato histórico na taxonomia dos fungos conidiais, os irmãos Ludovicus-renatus e Carolus Tulasne registraram que o Trichoderma viride era a fase assexuada ou imperfeita de Hypocrea rufa (CHAVERRI & LISBOA, 2017; SAMUELS, 2006).

Os fungos referentes ao gênero *Trichoderma* pertencem ao filo *Ascomycota,* à classe *Sordariomycetes,* à ordem *Hypocrales* e à família *Hypocreaceae*. A primeira descrição foi realizada por Christian Hendrik Persoon, em 1794, e posteriormente revisada por vários micólogos como Mein Rifai e Jhon Bisset, sempre com uma nomenclatura complicada devido ao pleomorfismo existente (ABREU; PFENNING, 2019; LISBOA, 2017; MONTE et al., 2019; OLIVEIRA, 2019; RIBEIRO, 2017; SAMUELS, 2006; SCHUSTER; SCHMOLL, 2010).

O gênero *Trichoderma* pertence ao filo *Ascomycota,* subdivisão *Pezizomycotina*, classe *Sordariomycetes*, ordem *Hypocreales* e família *Hipocreaceae* (DRUZHININA et al., 2012; WAGHUNDE et al., 2016). São fungos de crescimento rápido em meio à cultura, apresentando colônias, inicialmente, com a presença de micélio de cor branca que, com o desenvolvimento, torna-se cotonoso e compacto com tufos verdes. A coloração da colônia depende da cor e quantidade de conídios produzidos pelo fungo (DEVI et al., 2012).

A plasticidade genética desse gênero explica a capacidade de sobrevivência em diferentes ambientes. A transdução de sinais é causada por fatores ambientais reconhecidos pelas proteínas receptoras. Isso normalmente leva à ativação ou repressão de vários genes (ZEILINGER et al., 2016). Segundo Kubicek et al. (2008), a produção de um conteúdo proteico distinto é resultado dessa alteração no perfil de transcritos, demonstrando a diversidade de suas habilidades metabólicas e, assim, como resultado, o organismo responde ao estímulo percebido.

Atualmente, essas espécies são reconhecidas e identificadas principalmente por meio de análises de filogenia molecular. A maioria delas não habita o solo nem apresenta ampla distribuição geográfica; em vez disso, possuem uma distribuição restrita e são compostas majoritariamente por parasitas

de fungos macroscópicos e apodrecedores de madeira, encontrados em florestas tropicais e temperadas (DRUZHININA et al., 2011). Tal constatação sugere que a capacidade de parasitar outros fungos e se nutrir de biomassa morta de fungos represente uma característica ancestral no gênero, e compartilhada pela maioria das espécies (KUBICEK et al., 2011).

Os fungos se alimentam de várias maneiras diferentes. Eles podem se alimentar de substâncias simples, como carbono de matéria orgânica inanimada, para se desenvolver, mas também podem se alimentar de maneiras mais complexas, sendo parasitas de hospedeiros vivos. Os microrganismos são tão resistentes que podem se desenvolver em ambientes extremos, como locais com alta pressão osmótica ou escassez de água (LIU et al., 2015). Além disso, eles secretam enzimas e proteínas de interesse médico e industrial, além de produzir metabólitos (KLITGAARD et al., 2014; MALACHOVÁ et al., 2014). Portanto, eles podem ser objeto de estudos em diversas áreas do conhecimento.

2.2. Fungos *Trichoderma* no desenvolvimento das plantas

O *Trichoderma* coloniza as plantas em várias etapas, começando com o reconhecimento e fixação nas raízes e terminando na penetração no vegetal (CHEN et al., 2011). A fixação ocorre por meio de pequenas hidrofobinas localizadas na parte externa da parede celular dos vegetais e expansivas capazes de distinguir a celulose e alterar a morfologia da raiz. A ação das hemiceluloses e poligalacturonases pode ser benéfica para sua instalação no sistema radicular (MORÁN-DIEZ et al., 2009).

A interação de espécies de *Trichoderma* com as raízes das plantas se dá pela colonização da epiderme e das células do córtex, assim o fungo *Trichordema* aumenta o sistema radicular e o vegetal consegue absorver mais nutrientes, e isso pode ser refletido no crescimento da planta. Além disso, o contato com as raízes pode ativar as defesas da planta que fica previamente preparada para uma possível invasão de fitopatógenos (HARMAN, 2006).

Conforme Benítez et al. (2004), os principais benefícios associados a este grupo de microrganismos incluem a proteção contra patógenos, o aumento da

taxa de germinação das sementes, a promoção do crescimento e a elevação do rendimento das plantas.

A influência no desenvolvimento das plantas é ampla, incluindo os efeitos benéficos na germinação de sementes, emergência de plântulas, crescimento e produtividade de grãos. A utilização de promotores de crescimento de plantas para o aumento da produção agrícola será provavelmente uma das táticas mais importantes para a atualidade no mundo. Isso se deve à demanda emergente para a diminuição da dependência de fertilizantes minerais e da necessidade para o desenvolvimento de uma agricultura sustentável (MACHADO et al., 2012).

2.3. Cultura do milho (*Zea mays* L.)

Zea mays é membro da família Gramineae. É bastante utilizado como forrageira para animais e humanos, sendo um cereal de grande importância, isso se deve à sua origem na América Central. É altamente explorado em várias regiões do mundo devido à sua capacidade de se adaptar a diferentes climas, sejam temperados ou tropicais (SABOOR et al., 2021). De acordo com Borém et al. (2021),

> "A enorme diversidade genética do milho é outra característica que tem grande importância para a cultura, pois permite atender a uma ampla gama de nichos de mercado, regiões e tecnologias, o que significa que pode aumentar a produtividade e reduzir os custos".

Nesse sentido, para a produção de milho é necessário um alto aporte de adubação de macronutrientes (Ca, Mg, S, N, P e K) e aplicações de micronutrientes (B, Cl, Cu, Fe, Mn, Mo e Zn) e, destes, há o destaque para o fósforo (P), cuja demanda para pelo desenvolvimento da planta e elevadas produtividades é muito grande. Vale ressaltar que, para a produção de uma tonelada de grãos de milho, são necessários cerca de 10 kg de P_2O_5 (COELHO & ALVES, 2004).

Apesar do cenário favorável, vários fatores podem prejudicar a capacidade produtiva da cultura; os fatores bióticos e abióticos estão entre eles. O aumento da incidência de agentes que acometem as lavouras comerciais de cereal pode ser atribuído principalmente a fatores como cultivos consecutivos em uma

mesma área, uso de cultivares suscetíveis e manutenção de restos culturais sobre o solo, que permitem a sobrevivência de patógenos necrotróficos (COTA, et al., 2013)

A composição média do grão de milho, com base em seu peso seco é de 73% amido, 10% proteína, 4,0 a 4,8% lipídios, 15% água, além de açúcares, fibras, minerais e vitaminas conforme relata Mundstock e Bredemeier (2006). Por possuir esta constituição esse cereal pode ser utilizado no preparo de mais de 600 derivados, para consumo humano e animal, participando como matériaprima, de complexos industriais diversificados (PINAZZA, 1993).

É considerado alimento de baixo custo e energético por apresentar altos teores de carboidratos e lipídio. A cultura tem vasta variabilidade genética conseguindo adaptar-se em climas tropicas, subtropicais e temperados (ROUF et al., 2016).

Os grãos tem grande relevância principalmente para países em desenvolvimento onde é largamente consumido na alimentação humana. Os grãos de milho são encontrados na cor amarela, branca ou variando do preto ao vermelho, o peso do seu grão é em torno de 250 mg a 300 mg sendo composto por aproximadamente 72% de carboidrato, 9% de proteína, 4,6% de gordura e 2,1% de fibra (PAES, 2006).

Proteínas presente nos grãos são albumina, globulina, prolamina e glutelina,ao final do ciclo a planta apresenta de 20 a 21 folhas, podendo este durar de 110 a 180 dias da semeadura à colheita e floresce em cerca de 65 dias dependendo da genética da planta. Durante o crescimento a planta apresenta dois estágios, o vegetativo (V) e o reprodutivo (R), representado na Tabela 1 (RITCHIE et al., 2003). Destaca-se que nos estágios de V4 a V6 é onde ocorre a definição do potencial produtivo, nesse período define-se a área foliar e também o número de fileira da espiga (FANCELLI; DOURADO, 1997).

Os estádios de crescimento da planta de milho são divididos em dois estádios, o vegetativo (VE a VT) e o reprodutivo (R1 a R6), proposto em uma escala aceita internacionalmente. Segundo Fancelli (1986), os estádios vegetativos abrangem o florescimento e englobam o período de crescimento e desenvolvimentos da planta, sendo VE (emergência), V1, V2, V3, ..., até que a

última folha seja emitida antes do estádio VT (pendoamento). Já o estádio reprodutivo engloba a polinização, o enchimento e a maturação dos grãos, sendo dividido em R1 (florescimento), R2 (grão leitoso), R3 (grão pastoso), R4 (grão farináceo), R5 (grão farináceo-duro) e R6 (maturidade fisiológica), respectivamente.

Tabela 1 - Estádios vegetativos e reprodutivos de planta de milho

Estágios vegetativos	Estágios reprodutivos
VE – Emergência	R1- florescimento
V1 – Primeira folha	R2 – grão leitoso
V2 – Segunda folha	R3 – grão pastoso
V3 – Terceira folha	R4 – grão farináceo
V6 – Sexta folha	R5 – grão farináceo-duro
V9 – Nona folha	R6 – maturidade fisiológica
V12 – Décima segunda folha	
V15 – Décima quinta folha	
V18 – Décima oitava folha	
VT – Pendoamento	

O milho possui raízes fasciculadas em que estão presentes raízes primárias e seminais, adventícias e de suporte. As folhas são longas e lanceoladas, com nervura central em forma de canaleta, bem vigorosa; as folhas são invaginantes e inserem-se por nós do colmo, apresentando pilosidades. O colmo suporta as folhas e partes florais, além de servir como órgão de reserva. Sendo o milho planta monóica, as flores masculinas se agrupam numa panícula no topo da planta, enquanto que as femininas são constituídas pelas espigas. O florescimento ocorre aproximadamente de 50 a 100 dias após semeadura e é afetado principalmente pela temperatura (EMBRAPA, 1996).

A planta possui em média de 1,30 a 2,50 m de altura, caule ereto, cilíndrico, fibroso, separado em porções por gomos, e, geralmente, recoberto por uma parte da folha, denominada bainha. As folhas são de tamanho médio a grande, cor verde-escura a verde-clara, flexíveis e tem uma nervura central branca, lisa e bem visível. A planta produz flor masculina (flecha ou pendão) na sua parte mais alta, onde produz os grãos de pólen e a flor feminina (espiga) à

meia altura. Cada estigma (fio de cabelo) que sai da espiga é responsável pela produção de um grão depois de fecundada (KWIATKOWSKI & CLEMENTE, 2007).

Essa espécie possui alta adaptabilidade, sendo representada por diversos genótipos, e pode ser cultivada em áreas de climas tropicais, subtropicais e temperados. A germinação ideal está entre 25 e 30 ºC, visto que temperaturas abaixo de 10 ºC e acima de 40 ºC causam prejuízos à cultura (FANCELLI & DOURADO NETO, 2003). Além disso, a cultura é exigente em água, com consumo durante o ciclo em média de 600 mm, assim deve ser cultivado em regiões com precipitações de 250 mm até 5000 mm anuais (SANS & SANTANA, 2001).

A planta de milho é composta por um caule do tipo colmo, formado por nós e entrenós. Na parte superior do caule, a folhas são distribuídas de forma alternada de um lado ao outro. Em grande maioria possui limbo foliar liso, largo e comprido (MORAIS, 2012). O sistema radicular é fasciculado ou em “cabeleira”, com profundidade média de 1,5 a 3,0 m de comprimento, localizado nas camadas mais superficiais do solo, sendo assim, possui pouca tolerância à deficiência hídrica, as raízes adventícias auxiliam na fixação do caule, além da absorção de nutrientes (FORNASIERI FILHO, 2007)

Após a polinização do grão de pólen, a fertilização do óvulo do milho dentro do ovário ocorre em 12 a 36 horas, e leva em média 60 dias para finalização do grão. Dentro do grão estão presentes o endosperma e o embrião, uma vez que o 17 endosperma corresponde cerca 85% da massa do grão, o embrião 10% e o pericarpo 5% (BRESOLIN & PONS, 1983). O endosperma é constituído predominantemente por amido, 86 a 89% de carboidrato e 75% de proteína. Nas células do endosperma, o amido possui formato de grânulos, sendo composto por dois polissacarideos de glucose, 75% de amilopectina e 25% de amilose (PAES, 2008).

O período de colheita é determinado pelo número de dias decorridos entre o estádio leitoso dos grãos (início do ponto de milho verde) e o estádio pastoso dos grãos (final do ponto de milho verde) (CASTRO, 2010), ou seja, quando os grãos estão com 70-80% de umidade (SANTOS et al., 2005; VALENTINI &

SHIMOYA, 2008; PEREIRA FILHO et al., 2011) entre 20 e 25 dias após o florescimento (PAIVA JUNIOR, 1999).

O ponto de colheita é extremamente variável, pois é diretamente influenciado pelas condições climáticas provenientes das diferentes épocas de semeadura, ou da localidade onde a lavoura foi implantada. De um modo geral, verifica-se que, nos plantios de verão, quando a lavoura se desenvolve sob temperaturas mais elevadas, a colheita é realizada de 70 a 90 dias após o plantio (20 a 25 dias após a floração), enquanto que, em plantios 12 realizados nos meses mais frios, o ciclo prolonga-se e a colheita pode ser retardada por até mais de 120 dias (PEREIRA FILHO et al., 2011).

2.4. Interação entre microorganismos e plantas

A interação do fungo com o vegetal causa efeitos diretos, propiciando maior eficiência na utilização de fertilizantes nitrogenados, maior resistência a patógenos maiores e menores, eficiência fotossintética, aumento na absorção de nutrientes, aumento na porcentagem e taxa de germinação de sementes e indução de resistência sistêmica a doenças. A consequência dessa interação é percebida no aumento de crescimento e maior produtividade da planta (HARMAN et al., 2012; RYDER et al., 2012).

O aumento de produtividade em plantas de milho com o uso do *Trichoderma* sp. é relacionado à modificação do sistema radicular pelo fungo. Outros efeitos benéficos observados foram o aumento da produção de biomassa de raízes e maior desenvolvimento das ramificações radiculares. Esses efeitos de crescimento estão relacionados à produção de auxina, que também regula a arquitetura do sistema radicular (CONTRERAS-CORNEJO et al., 2009). Além disso, o potencial de *Trichoderma* na promoção de crescimento e de produtividade das plantas é de grande importância. Harman (2011), relata aumento médio de produtividade de milho em cerca de 820 kg/ha com o tratamento de sementes com *Trichoderma*.

O efeito na promoção de crescimento de plantas mediado por *Trichoderma*, aumenta sua taxa fotossintética, o peso das plantas, o comprimento de suas raízes e brotos e o número de folhas e área foliar (RAWAT et al., 2011; DOMÍNGUEZ, et al., 2016).

As diferentes espécies de *Trichoderma* estão frequentemente associadas às raízes e ao ecossistema radicular das plantas. Por essa razão, além de atuarem como agentes de controle biológico, podem desempenhar funções semelhantes às dos fungos micorrízicos, produzindo compostos que estimulam o crescimento e fortalecem os mecanismos de defesa das plantas (BENÍTEZ et al., 2004).

Um dos mecanismos biofertilizantes desse fungo é a capacidade de suplementar as necessidades nutricionais das plantas por meio da solubilização de fosfatos, contribuindo para uma maior disponibilidade de nutrientes no solo (GRAVEL et al., 2007; MACHADO et al., 2011).

2.5. Fertilização fosfatada

A recomendação adequada de adubação fosfatada exige atenção tanto à escolha da fonte quanto à dose de aplicação. Doses abaixo do ideal comprometem o desenvolvimento das culturas, enquanto doses acima do necessário resultam em gastos financeiros desnecessários para os agricultores. Para determinar a composição e a adubação corretas para cada cultura, é fundamental considerar não apenas os efeitos diretos dos fertilizantes sobre os componentes de produção e produtividade, mas também a dinâmica do nutriente no sistema de cultivo (SANTINI et al., 2019).

A deficiência de fósforo (P) nas plantas pode causar diversos sintomas e trazer sérios prejuízos à produção agrícola. Um dos primeiros sinais dessa carência é a redução do crescimento das plantas. Além disso, em situações mais avançadas, podem ocorrer necroses que se iniciam nas pontas das folhas e progridem em direção à base, afetando principalmente as folhas mais velhas. Outro sintoma característico é o desenvolvimento de coloração púrpura ou avermelhada nas bordas das folhas inferiores e no caule, resultando na acumulação de açúcares em plantas deficientes em P. Essa deficiência também aumenta a suscetibilidade da planta ao ataque de pragas, como a lagartadocartucho (*Spodoptera frugiperda*) (FERREIRA, 2012).

No caso do milho, a falta de fósforo pode provocar a formação de espigas malformadas, tortas, com falhas e maturação retardada e desuniforme (ALMEIDA, 2019).

Outro impacto significativo é o atraso na iniciação floral, como descrito por Kerbauy (2008). Estudos realizados por Carvalho et al. (2017) e Fidelis et al. (2009) evidenciaram que a aplicação de doses mais elevadas de fósforo acelera o florescimento feminino em plantas de milho. Além disso, a ausência de fósforo nos estádios iniciais do desenvolvimento da planta reduz a quantidade de espigas por unidade de área, comprometendo diretamente a produtividade (MENGE & KIRKBY, 1987).

2.6. Solubilização de fósforo por *Trichoderma*

De maneira geral, os solos brasileiros apresentam baixos teores de fósforo, com cerca de 0,03 mg de P disponível por kg de solo. Para atender às exigências das culturas agrícolas como o milho, são necessárias elevadas doses de fertilizantes fosfatados (RICHARD & SIMPSON, 2011). No entanto, a eficiência desses fertilizantes no solo é limitada, variando entre 10% e 25%, o que significa que a quantidade de fósforo disponível para plantas e microrganismos é bastante reduzida (COUTINHO et al., 2012).

Nas últimas décadas, a utilização de fertilizantes fosfatados tem superado a expansão das áreas agrícolas devido à rápida fixação de fósforo no solo. As culturas que mais recebem esses fertilizantes são o milho, a soja e a canadeaçúcar. A fertilidade dos solos tropicais, em geral, depende de uma fina camada de matéria orgânica associada à serapilheira. Os solos tropicais são altamente intemperizados, tipicamente ácidos, e a disponibilidade de nutrientes está diretamente relacionada ao ciclo de nutrientes (WITHERS et al., 2018).

A Amazônia está entre as regiões com as maiores reservas de biodiversidade do planeta. Essa biodiversidade é atribuída à grande variedade de nichos presentes, que vão de florestas densas a formações de savana, colocando o Brasil entre os países com maior diversidade macro e microbiológica (HOORN et al., 2010).

A solubilização de fósforo por microrganismos pode ocorrer principalmente por dois mecanismos de ação sobre o meio. O primeiro é conhecido como mineralização, em que o fósforo é liberado em formas imediatamente assimiláveis pela atividade enzimática específica das enzimas

fosfatases que hidrolisam o P-orgânico presente em fitatos, fosfolipídios e ácidos nucléicos (NAHAS et aí. 1982).

O segundo mecanismo de solubilização que tem grande importância, ocorre principalmente pela produção de ácidos inorgânicos, orgânicos e/ou pela diminuição do valor do pH pelos miciorganismos solubilizadores de fosfato (GYANESHWAR et al., 2002; NARLOCH, 2002).

Bolan et al (1994) verificaram que a aplicação de vários ácidos orgânicos de ocorrência normal em solos, tais como: málico, lático, fórmico, acétíco, oxálico, tartárico e cítrico à amostras de solos de diferentes composições mineralógicas e diferentes teores de carbono promoveu um aumento da solubilização do fosfato monocálcico e de rocha fosfática. Esses ácidos podem ser produzidos pelo próprio metabolismo microbiano (CUNNINGHAM & KUIACK, 1992; KIM et al., 1997) e, também, serem encontrados nos exsudatos das raízes das plantas.

A comunidade microbiana diretamente associada ao solo desempenha um papel essencial na manutenção de sua qualidade, tornando-se um foco crescente de estudos relacionados à biossolubilização de fósforo (GARBEVA et al., 2004). Uma parte significativa dessa comunidade possui a capacidade de mineralizar fosfatos orgânicos e solubilizar fosfatos inorgânicos, promovendo a liberação de fósforo assimilável pelas plantas (SILVA FILHO, 1998). Esses microrganismos apresentam um grande potencial para uso como inoculantes, uma vez que podem contribuir para a maximização do desenvolvimento vegetal (SAHIN et al., 2004; SOUCHIE et al., 2006).

Em estudo conduzido por Bononi et al. (2020), “foi constatado que diversos isolados possuem a capacidade de solubilizar fosfato por meio da produção de ácidos orgânicos, como ácido lático, fumárico, ascórbico, glucônico, D-málico, D-isocítrico, cítrico e fítico".

Isolados de *Trichoderma* spp. demonstraram significativa capacidade de produzir ácido indol-3-acético (AIA) e solubilizar fosfato (FRANÇA et al., 2017). Além disso, compostos orgânicos voláteis (COVs), como 6-pentil-α-pirona (6PP), produzidos por *Trichoderma* spp. em baixas concentrações, podem atuar como moléculas sinalizadoras, modulando processos como germinação de sementes,

crescimento de plantas, arquitetura radicular e respostas imunológicas vegetais (GARNICA-VERGARA).

Os genomas de *Trichoderma* contêm genes associados à produção de fitohormônios, como auxinas, giberelinas, ácido abscísico, ácido salicílico e citocininas, cuja expressão depende do isolado ou do ambiente (GUZMÁNGUZMÁN et al., 2019). Esses genes têm sido relacionados ao crescimento de hifas, à colonização de raízes, à ativação de enzimas antioxidantes e à promoção do desempenho das plantas sob condições de estresse abiótico (PEDREROMÉNDEZ et al., 2021; ILLESCAS et al., 2021).

A interação planta-*Trichoderma* envolve moléculas de reconhecimento conhecidas como Padrões Moleculares Associados a Micróbios (MAMPs - Microbe-Associated Molecular Patterns) e efetores MAMPs. Essas moléculas efetoras ligam-se aos Receptores de Reconhecimento de Padrões (PRRs - Pattern-Recognition Receptors) e a receptores intracelulares do hospedeiro, desencadeando uma série de eventos que promovem a resistência a doenças e o crescimento vegetal (HERMOSA et al., 2012; SOOD et al., 2022).

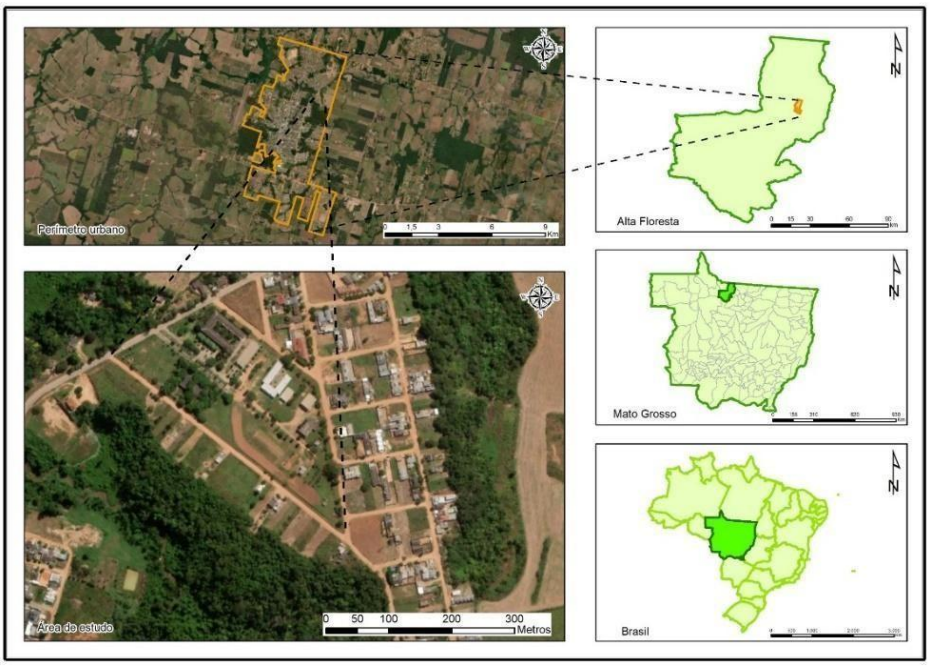
Espécies reativas de oxigênio (EROs), como peróxido de hidrogênio (H_2O_2), óxido nítrico (NO), produzidas por enzimas glicose oxidase, estão ligados à imunidade intermediada por *Trichoderma* em algodão, arroz (DJONOVI´C et al., 2006; CONTRERAS-CORNEJO, et al., 2014). A sinalização da defesa nas plantas envolve a participação de proteínas quinases ativadas por mitógenos (MAPK – mitogen-activated protein kinases) que ativam uma cascata de respostas celulares nas plantas (SOOD et al., 2022).

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1Local de Estudo

O presente estudo foi conduzido na área experimental da Unidade 2 da Universidade do Estado de Mato Grosso “Carlos Alberto Reyes Maldonado” (UNEMAT), no Campus de Alta Floresta, situado a aproximadamente 840 km da capital Cuiabá, entre as coordenadas geográficas de 56°04’ de longitude W e 9°51’ de latitude S. A região apresenta segundo a classificação de Köppen para o Brasil clima tipo Am, com duas estações bem definidas verão chuvoso e inverno seco, temperatura média anual em torno de 26ºC e precipitação média anual na faixa de 2800 a 3100 mm (ALVARES et al., 2014).

Figura 1. Mapa de localização da área de estudo, Alta Floresta, Mato Grosso.



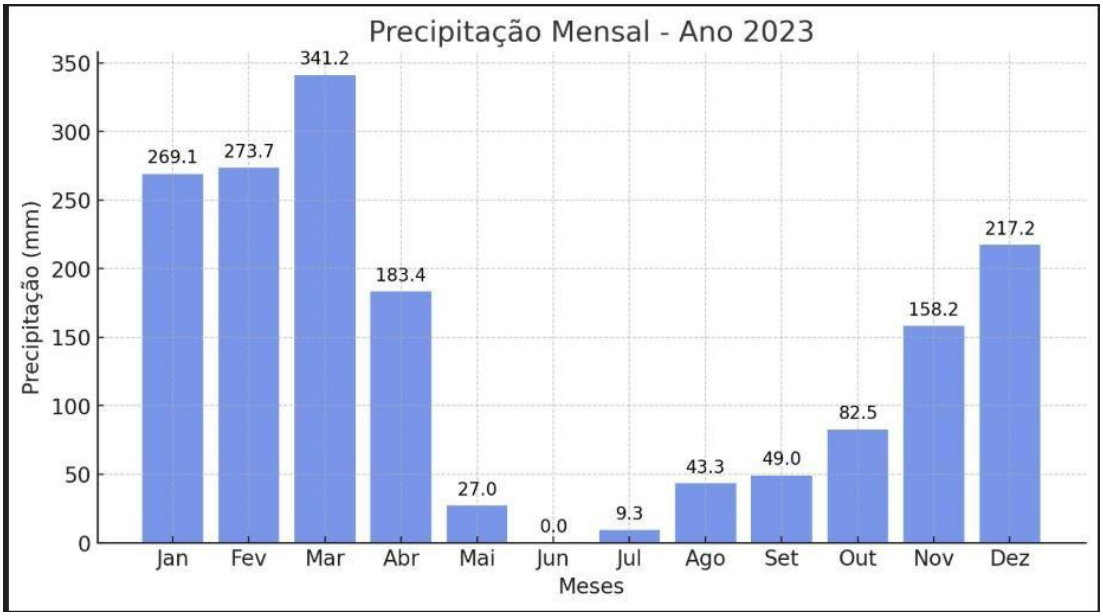
Fonte: Weslei Butturi

A vegetação do município de Alta Floresta é fundamentalmente constituída por Floresta ombrófila aberta e densa, Floresta estacional e Cerrado (LIRA, 2011). O relevo faz parte do Planalto Apiacás-Sucurundi e da Depressão Interplanáltica Amazônica Meridional (FERREIRA, 2001) e apresenta várias serras em forma de cristas, que servem como divisores de água, posicionando-se entre 200 e 300 m de altitude (FARID, 1992). Tem como contribuinte os tributários

do Rio Teles Pires e seus afluentes Rio Paranaíta, Apiacás, Carlinda, Cristalino e Santa Helena (RODRIGUES, 1996; FERREIRA, 2001; NOVAES FILHO et al., 2007).

A Figura 2 ilustra o acumulado de precipitação pluviométrica mensal no município de Alta Floresta – MT. Os dados, coletados nas estações meteorológicas da UNEMAT, referem-se ao período de janeiro de 2023 a dezembro de 2024. Nota-se uma variação significativa nos índices de precipitação ao longo dos meses, evidenciando padrões sazonais característicos da região.

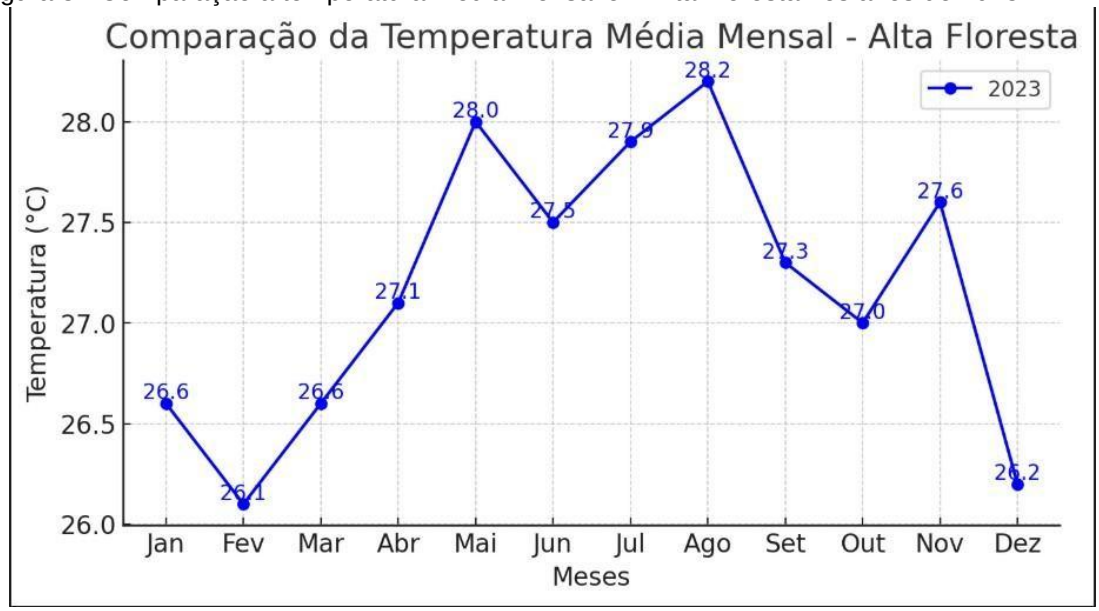
Figura 2 - O volume médio de chuva esperado para o ano de 2023 foi de 1.653,9 mm



Fonte: Fonte: Edgley Pereira da Silva (2025)

Conforme a classificação de KOPPEN (1948), o clima da região é tropical chuvoso do tipo Am, com nítida estação seca (dezembro a março) e chuvosa (junho a setembro). Alcançando índices pluviométricos de até 2.500mm, a temperatura anual fica em torno de 26°C, com máximas e mínimas de 38° C e 20°C respectivamente. Está inserido em área de Bioma Amazônico, apresentando clima de pressão Sul- Amazônica, A umidade relativa do ar pode alcançar valores abaixo de 20% no período de seca e até 100% durante o período chuvoso (TARIFA, 2011). A figura 3 apresenta a a temperatura média mensal em Alta Floresta,representando a temperatura em graus Celsius (°C)

Figura 3 - Comparação a temperatura média mensal em Alta Floresta nos anos de 2023



Fonte: : Edgley Pereira da Silva (2025)

2.2 Análise de solo

Foram efetuadas a coleta de amostras de solo nas camadas de 0-20 cm. Essas amostras foram enviadas para análises químicas e granulométricas, visando a determinação da quantidade adequada de adubação de base para a semeadura da cultura do milho. Posteriormente, uma amostra do solo foi encaminhada ao Laboratório de Análise de Solo, Adubo e Foliar da Universidade do Estado de Mato Grosso (LASAF), para a determinação das propriedades químicas e granulométricas (Tabelas 2 e 3), seguindo a metodologia estabelecida pela EMBRAPA (2009).

Tabela 2. Análise química do solo.

pH	**pH**	**P (Mehl.1)**	**K^+**	**K^+**	**Ca^{2+}**	**Mg^{2+}**	**Ca+Mg**	**Al^{3+}**	**H+Al**
(H_2O)	($CaCl_2$)	------mg dm^{-3}---		----------cmolc dm^{-3}----------					
5,7	5,3	4,0	109	0,28	2,3	1,0	3,3	0,0	2,6

Fonte: Laboratório de Análise de Solo, Adubo e Foliar (2023).

Tabela 3. Análise granulométrica de solo realizada na área experimental em Alta Floresta-MT.

Granulometria		
Areia	Silte	Argila

---------- g kg^{-1} ----------		
541	**158**	**301**

Fonte: Laboratório de Análise de Solo, Adubo e Foliar (2023).

O solo deas áreas do estudo foi classificado como ARGISSOLO VERMELHO AMARELO (RABECINI, 2009). O percentual de areia, silte e argila do solo de todas as áreas classificou texturalmente o solo dos diferentes usos, como franco argiloso arenoso, conforme pode-se observar através das médias texturai representado na tabela 3

2.3. Tratamento

Foi realizado experimento envolvendo a interação dos fungos *Trichoderma atroviride* com diferentes doses de fósforo (aplicados na semeadura) para o cultivo de milho verde AG 1051, com o intuito de avaliar o efeito no desenvolvimento da cultura e na produção.

As amostras do *T. atroviride* são pertences a Micoteca do Laboratório de Microbiologia da UNEMAT, Campus de Alta Floresta. A fim de preparar uma solução para o tratamento de isolados de *T. atroviride*, primeiramente foram produzidos esporos de fungos a partir de colônias em meio cultura de Batatadextrose-ágar (BDA) em placas de Petri (90 mm) e, em seguida, armazenadas em B.O.D (Biological Oxygen Demand),conforme podemos observar na Figura 4, com temperatura constante de 25 ± 1 °C, fotoperíodo de 12 horas, com duração de 20 dias.

Em seguida, foi preparada a suspensão, na qual 10 mL de água destilada estéril foram adicionados a cada placa, em seguida realizado a fricção do micélio, com o auxílio da alça de Drigalski (RODRIGUES, 2014).

No preparo do inóculo dos isolados de *T. atroviride*, foram usados dois discos de 9 mm de diâmetro de meio de cultura B.D.A. contendo estruturas propagativas dos isolados. Posteriormente, foram transferidas para sacos plásticos de polipropileno transparentes com capacidade de 500 mL, contendo 100 g de arroz umedecidos em água, na proporção de 1:1 (50 g de arroz e 50 mL de água) e previamente autoclavados a 121 °C e 1 atm de pressão, por meia

hora. As culturas foram incubadas em B.O.D. a 25 ± 2 °C, fotoperíodo de doze horas de luz e escuro, durante sete dias seguindo metodologia proposta por Papavizas (1982).

Figura 4--Placas de Petri contendo meio de culturam foram utilizadas para o cultivo de colônias do fungo *Trichoderma.* Essas placas foram incubadas em B.O.D. (Biochemical Oxygen Demand) para promover o crescimento dos microrganismos. frasco de vidro com armazenam dos microorganismos



Fonte: Samiele Camargo de Oliveira (2023).

Posteriormente realizou-se a multiplicação do isolado do *T. atroviride* em grãos de milheto, onde foi pesado 50 g de grãos depositados em um recipiente de vidro, no qual, foi adicionado 25 mL de água destilada e em seguida tampado para realizar a esterilização do material em autoclave pelo período de 25 minutos a 121 °C. Logo após, realizou-se, em câmara de fluxo laminar, a abertura dos recipientes sendo transferido cinco discos de micélio fúngico proveniente do meio de cultura do isolado de *T. atroviride* crescido em meio de BDA. Posteriormente os recipientes foram armazenados em estufa incubadora B.O.D com controle de temperatura a 25 °C e luminosidade permanecendo 12 horas no fotoperíodo claro/escuro por 12 horas durante 5 dias para ocorrer a colonização pelo fungo no milheto (STEFFEN et al., 2019).

Em seguida, foi realizada a formulação da suspensão, adicionando-se 1.000 mL de água destilada ao recipiente contendo os esporos, para a preparação da diluição inicial e posterior contagem dos conídios. A partir dessa suspensão, preparou-se uma solução de 10 mL, contendo 9 mL de água destilada e 1 mL da suspensão inicial. Em seguida, foi utilizada uma alíquota de 100 µL dessa solução de esporos, que foi depositada na câmara de Neubauer para observação em microscópio óptico e realização da contagem dos esporos.

2.4 Preparação da área experimental

O experimento foi implantado no mês de agosto e a cultura foi conduzida até dezembro, visando-se manter uma população de 70 mil plantas por hectare, foi realizado o desbaste após 10 dias de emergência. O experimento foi conduzido em delineamento de blocos causalizados (DBC), em esquema fatorial 2 x 5, ou seja, com e sem *T. atroviride* e cinco doses de P_2O_5 e 3 repetições para cada tratamento

A área experimental foi dividida em 30 unidades experimentais (parcelas), sendo os tratamentos distribuídos aleatoriamente em cada bloco.

As cinco doses de fósforo (P), cuja fonte era o superfosfato simples (0, 30, 60, 90, 180 kg ha^{-1} de P_2O_5), foram calculadas para o tamanho de cada unidade experimental.

Cada parcela apresentou a dimensão de 20 m² (4m x 5 m), com 8 linhas de 5 metros de comprimento e 0,5m de distância entre linhas. Para a área útil de cada parcela, foram excluídas as duas linhas laterais e mais 1,0m em ambas extremidades de cada linha de cultivo.

Para o preparo de área, foi realizada gradagens, sendo a primeira com grade aradora e a segunda com grade niveladora. A calagem foi realizada para a correção da acidez do solo, aplicando-se uma dose de calcário (PRNT 91%), com 32% de CaO e 15% de MgO, para elevar a saturação por bases a 60%. O corretivo foi incorporado durante o preparo de solo, com a aplicação de dose total de calcário em uma única vez, três meses antes da implantação do experimento. O experimento foi realizado no período da seca (agosto a dezembro de 2023), sendo necessário a irrigação por aspersão, para fornecimento suplementar de água. Essa irrigação era realizada diariamente, às 6:00 e às 16:00, por 15 minutos, visando manter a área de cultivo próximo à capacidade de campo.

Figure 5-A) Vegetação espontânea antes do preparo do solo. B) Solo já preparado, sem vegetação, em processo de gradeamento. C) Área com irrigação instalada, com tubulação estendida ao longo do terreno. D) Solo gradeado, com preparação dos sulcos para o plantio



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023).

O experimento foi realizado no período da seca (agosto a dezembro de 2023), sendo necessário a irrigação por aspersão, para fornecimento suplementar de água. A irrigação era realizada diariamente, às 6:00 e às 16:00 horas, por 15 minutos, visando manter a área de cultivo próximo à capacidade de campo.

Os fertilizantes fosfatados foram aplicados diretamente no sulco de plantio na ocasião da semeadura, posicionando-os abaixo das sementes. Todas as parcelas também receberam o equivalente a 90 $kg.ha^{-1}$ de N (ureia) e 100 $kg.ha^{1}$ de K_2O (cloreto de potássio), aplicados em sulco ao lado das linhas de semeadura. A aplicação de potássio foi parcelada em duas vezes, sendo um terço na ocasião da semeadura e os dois terços restantes em cobertura nas entrelinhas, juntamente com a segunda aplicação do nitrogênio (realizada no estágio V5) (Figura 7). Quanto de N e de K foi na semeadura e quanto em cobertura

Figura 6-A) Preparo do solo com sulcos e aplicação de fertilizantes: O solo foi preparado com a abertura de sulcos, onde foram aplicados os fertilizantes superfosfato simples, cloreto de potássio e ureia; B) Semeadura manual: A semeadura foi realizada manualmente distribuindo as sementes

de milhos nos sulcos,juntamente ciom os adulbos C)Germinação de plântulas:Após a semeaduras,ocorreu a germinação com as primeiras folhas (cotilédones)emergendo do solo,marcando o inicio do crescimento das plantas ;D) Desenvolvimento das plantas com 15 dias;Quinze dias após a verdadeiras,com semeaduras apresenta , 3 a 4 folhas,com alturas variando entre 15 a 25 cm



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

Figura 7 - A) Aplicação de fertilizantes: No estágio V5 (quando a planta apresenta 5 folhas completamente desenvolvidas), foi realizada a aplicação de 50 g de ureia e 20,8 g de cloreto de potássio B) Controle de plantas daninhas: Foi realizado o controle de plantas daninhas por meio de capina manual,removendo as invasoras que competem por nutrientes,água e luz,garantindo que o milho tenha condções ideais para seu desenvolvimento.



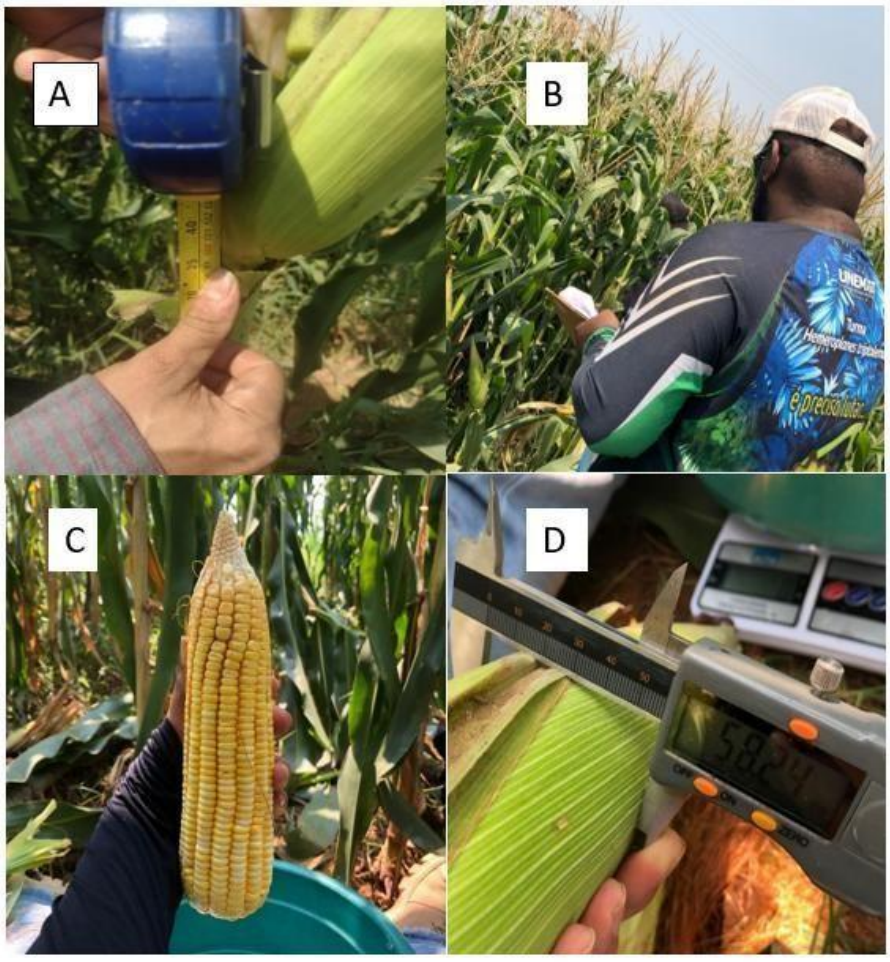
2.5. Analise da área experimental após 45 dias

Aos 45 dias (setembro) após a semeadura, foi realizada a determinação de variáveis vegetativas número de folhas, diâmetro de caule e altura de plantas, utilizando-se trena, régua e paquímetro.

2.6. Análise da Área Experimental após 85 dias

Aos 85 dias após o plantio, foram realizadas análises em todas as plantas da área produtiva da área útil de cada parcela, abrangendo altura das plantas, altura de inserção da espiga e diâmetro do colmo. A altura das plantas foi medida do solo até a lâmina foliar mais alta, enquanto a altura de inserção da primeira espiga foi mensurada da base da espiga até o solo (Figura 8).

Figura 8 - A) Altura da interseção da planta: Medição da altura da espiga na planta utilizando uma fita métrica. B) Avaliando a área experimental: Contagem variável de 10 plantas dentro da área analisada. C) Representação da espiga de milho: o desenvolvimento dos grãos D) Uso de paquímetro do diâmetro da espiga



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023).

Além disso, foram contabilizadas as folhas por planta e medido o diâmetro do primeiro entrenó. A contagem de folhas e espigas foi feita em 10 plantas de cada parcela, dentro da área útil. O diâmetro do colmo foi aferido utilizando um paquímetro digital, também em centímetros.

O comprimento das espigas foi medido em centímetros, utilizando uma amostra de 10 espigas. Na mesma amostra, foram avaliados os diâmetros da espiga e do sabugo, medidos no terço inferior de cada espiga. A relação entre o diâmetro da espiga e o do sabugo foi calculada por meio da divisão do diâmetro da espiga pelo diâmetro do sabugo. Além disso, foram analisados outros parâmetros, como o número de sementes por espiga, o peso das espigas com e sem palha, o peso do pé de milho e o peso da palha.

Figura 9 - Estádio R3 (Grão Leitoso): nessa fase, os grãos atingem o estágio de "grão leitoso", caracterizado por uma umidade aproximada de 80%. Nesse estádio, os grãos apresentam uma consistência líquida e leitosa ao serem pressionados, indicando o início do acúmulo reserva de energia



Fonte: *Fidelino de Jesus dos Reis (2023*)

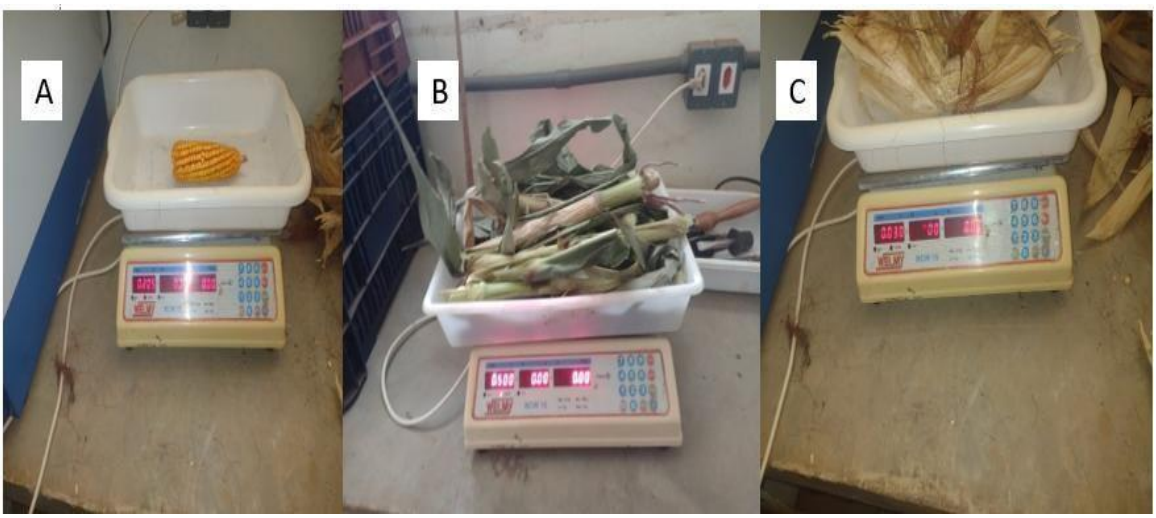
2.7. Análise da Área Experimental após 120 dias

Aos 120 dias (no mês de dezembro), quando as plantas já estavam completamente secas, foram colhidas espigas da área experimental e levadas ao Laboratório de Fitotecnia, localizado no Campus I da UNEMAT. O material foi coletado, retirando-se dez amostras dos grãos, de diferentes parcelas aleatoriamente, e estes apresentavam teor de umidade de 13%. É importante

destacar que foi adotada a estratégia de permitir que o milho secasse de forma natural (Figura 10).

Nesta avaliação, foram realizadas as seguintes variáveis: diâmetro das espigas, utilizando um paquímetro digital; peso das espigas; peso da palha; peso da espiga com palha; e peso da espiga sem palha, utilizando uma balança de precisão. Também foram avaliados: o número de fileiras de grãos, o peso do sabugo, o peso dos grãos de sementes, além da medida do comprimento das espigas (em centímetros) com e sem a palha.

Figura 10 - A) Peso da espiga de milho; B) Fragmentos do pé de milho: Inclui colmos e folhas colocados na balança para medição, avaliando a biomassa desses componentes; C) Pesagem da palha:

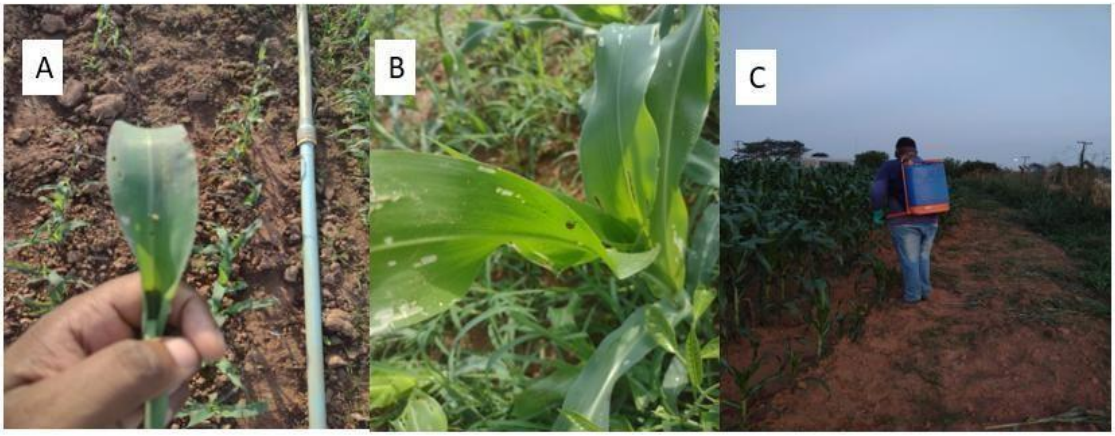


Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

2.8 Uso de inseticidas no controle das pragas

Durante o desenvolvimento do experimento, foram realizadas 4 capinas manuais com intervalos de 20 dias, visando manter a área livre de plantas daninhas, impedindo prejuízos pela matocompetição. Quanto às pragas, foi realizado monitoramento visual diário e, quando presentes, estas eram identificadas e, para o controle eficaz dessa praga, foram realizadas quatro aplicações de inseticida Premio® (Clorantraniliprole), onde foi usada uma solução com 6 mL do produto, diluído em uma bomba de 20 litros de água, o processo foi realizado três vezes longo do ciclo da cultura (Figura 11).

Figura 11 - A) Presença de Spodoptera frugiperda: lagarta-do-cartucho em folha de milho (*Zea mays* L.),B) Sintomas de danos foliares: Registro dos danos causados pela alimentação de lepidópteros-praga.C) Aplicação de inseticida por meio de pulverização costal, medida de controle fitossanitário no manejo integrados de pragas (MIP)



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023).

2.9. Análise estatística dos dados

Para a análise estatística, foi realizada análise de variância (anova) dos dados coletados. No caso de efeito significativo, para o fator qualitativo o teste de Tukey foi aplicado em um nível de 5% de probabilidade e para o fator quantitativo foi realizado o estudo de regressão polinomial. O programa estatístico SISVAR foi usado para realizar as análises (FERREIRA, 2011).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Desenvolvimento do milho verde aos 45 dias.

Ao analisar os dados fitotécnicos coletados aos 45 dias após a semeadura do milho AG 1051, a análise de variância (ANOVA), apresentada na Tabela 4, indicou que o tratamento das sementes com *Trichoderma* não apresentou efeito significativo na altura das plantas nem no número de folhas. Contudo, as doses crescentes de fósforo influenciaram significativamente o diâmetro do caule, com a melhor resposta observada na dose de 173,75 kg ha^{-1} de P_2O_5 (Figura 12). Não foi observada interação significativa entre T*richoderma* e fósforo para nenhuma das variáveis analisadas aos 45 dias.

Tabela 4. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis altura de plantas (ALTURA), número de folhas (FOLHAS) e diâmetro de caule (DIAMETRO) no desenvolvimento inicial de milho (AG 1051).

Fonte de variação	ALTURA	FOLHAS	DIAMETRO
Tricoderma T)	0,005070ns	0,108000ns	3,261722ns
Fósforo (P)	0,053742ns	0,670000ns	7,395488*
T * P	0,023904ns	0,378000ns	2,920745ns
Erro	0,034686	0,451333	2,047570
C.V. (%)	13,78	6,67	5,27

*Significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Tukey. ns Não Significativo

Esses resultados reforçam a importância de considerar diferentes variáveis ao avaliar o efeito dos nutrientes nas plantas e destacam a complexidade das interações entre as plantas e os nutrientes do solo (FERREIRA et al., 2006).

Enquanto a altura das plantas e o número de folhas não mostraram resposta significativa às doses de fósforo, o diâmetro do caule foi positivamente influenciado, indicando que o fósforo desempenha um papel crucial no fortalecimento estrutural das plantas jovens de milho. Além disso com maior diâmetro caule contribui para uma maior resistência a estresses ambientais e melhor suporte para o desenvolvimento posterior da planta. o maior diâmetro do caule pode ser demonstrativo de plantas mais vigorosas (MOREIRA e MOREIRA, 1996), possibilitando maiores índices de sobrevivência, principalmente pela maior capacidade de formação e de crescimento de novas raízes (TAIZ et al., 2017).

O fósforo (P) é um nutriente essencial para o desenvolvimento do milho, apresentando picos de absorção em diferentes estágios de crescimento. Conforme destacado por Cardoso (2022), a absorção de fósforo aumenta nos estágios iniciais do desenvolvimento do milho, atingindo um pico de 70 µmoles/dia por planta aos 50 dias após o plantio. Além disso, entre 80 e 100 dias após a emergência, ocorre outro pico de absorção.

Esses picos de absorção estão alinhados com o ciclo de desenvolvimento da planta, correspondendo a fases de alta demanda nutricional, como o florescimento e o enchimento de grãos. Portanto, é fundamental garantir a

disponibilidade adequada de fósforo no solo durante esses períodos críticos para assegurar o crescimento saudável e a produtividade do milho.

A solubilização de fósforo por microrganismos ocorre principalmente por dois mecanismos. O primeiro é a mineralização, na qual o fósforo é liberado em formas assimiláveis pela atividade enzimática das fosfatases, que hidrolisam o fósforo orgânico presente em fítatos, fosfolipídios e ácidos nucleicos (NAHAS et al., 1982). No entanto, a capacidade microbiológica de absorver fósforo é limitada, e a atividade enzimática diminui ou cessa quando os microrganismos atingem a saturação desse nutriente. Assim, a solubilização de fósforo está condicionada às necessidades microbianas, não sendo possível esperar que sua contribuição para o solo seja ilimitada ou proporcional à quantidade de fósforo insolúvel presente no meio (NELSON et al., 1976).

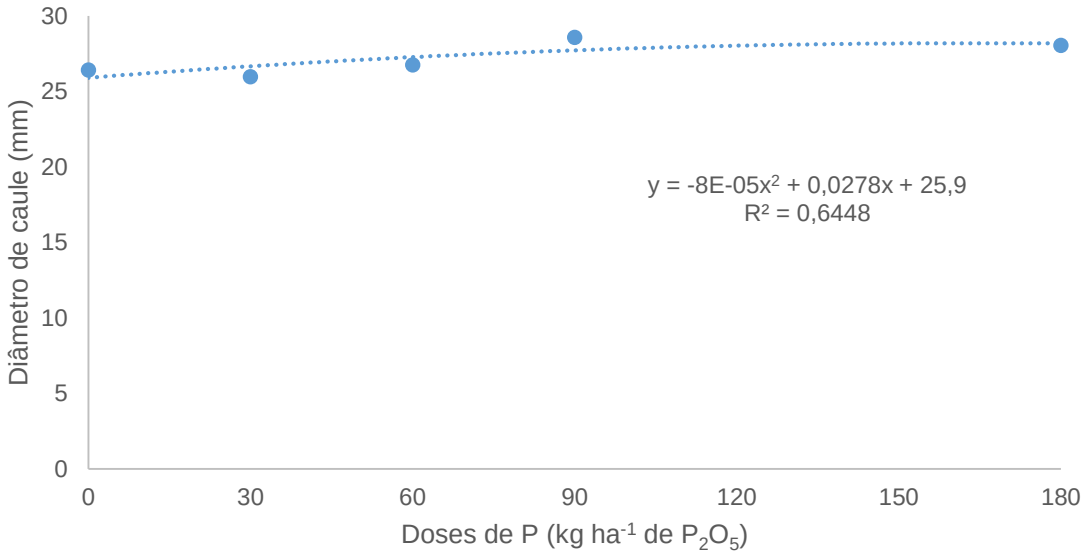
Outros autores, como Gupta (2011), destacaram que o uso de *Trichoderma* pode elevar o teor de clorofila, melhorar a absorção de CO_2 e influenciar a transpiração e a condutância estomática. Tais efeitos benéficos variam de acordo com a cepa fúngica, a concentração utilizada e o genótipo da planta (SEGARRA et al., 2011).

Espécies de *Trichoderma* têm demonstrado a capacidade de solubilizar fósforo e produzir fitohormônios, especialmente auxinas, promovendo o crescimento das plantas por meio da modificação da arquitetura radicular, aumento dos pelos radiculares e crescimento das raízes. Essas mudanças resultam em maior biomassa radicular e, consequentemente, em uma maior absorção de nutrientes e água pelas plantas (BADER et al., 2020; GUZMÁNGUZMÁN et al., 2019; LÓPEZ-BUCIO et al., 2015).

A produção de AIA aumenta em resposta à diminuição da disponibilidade de água e à deficiência de nutrientes minerais no solo, promovendo o desenvolvimento de um sistema radicular mais extenso. Isso melhora a capacidade das plantas de absorver água e nutrientes em profundidade (KUREPA & SMALLE, 2022). A figura 12 demonstra que a aplicação de fósforo tem um impacto positivo no desenvolvimento da planta.

Figura 12. Diâmetro de caule de plantas jovens de milho (AG 1051) com 45 dias de idade, sob doses crescentes de fósforo.

influência de tratamento das sementes com *Trichoderma* e doses crescentes de fósforo.



Por fim, a ausência de efeitos significativos do *Trichoderma* na maioria das variáveis analisadas aos 45 dias, pode indicar a necessidade de investigar outros parâmetros (volume e comprimento de raízes ou teor de clorofila) ou considerar diferentes métodos de tratamento para maximizar o potencial de promoção de crescimento por meio desse agente (RESENDE et al., 2004). Essas descobertas podem ter implicações importantes para o manejo de nutrientes em plantações de milho, destacando a importância do fósforo em aspectos específicos do desenvolvimento da planta. Acho que esse parágrafo desvaloriza seu trabalho, dê mais ênfase nos seus resultados.

No entanto, é importante lembrar que os resultados também podem ser específicos para a variedade AG 1051 e para o estágio inicial de crescimento, e mais pesquisas são necessárias para entender completamente os efeitos do fósforo em diferentes variedades de milho e em estágios posteriores de crescimento.

3.2 Análise do milho verde aos 85 dias

Para as variáveis avaliadas dos 85 dias após a semenadura, pode-se verificar (Tabela 5) que o tratamento das sementes com *Trichoderma* e doses crescentes de fósforo não tiveram efeito para as variáveis analisadas.

Tabela 5. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis altura de plantas (ALTp), peso total da planta (Pp), altura de inserção de espiga (AIEs), peso da palha da espiga (PPEs), comprimento total da espiga com palha (CTEs)

Fonte de variação	ALTp	Pp	AIEs	PPEs	CTEs
Tricoderma(T)	0,049621ns	1287,075ns	0,033494ns	81,01633ns	1,452000ns
Fósforo (P)	0,054563ns	4458,737ns	0,001242ns	120,2150ns	1,667167ns
T * P	0,050563ns	1055,470ns	0,004639ns	64,86383ns	3,082833ns
Bloco	0,020496	23046,433	0,035275	154,3003	4,297000
C.v. (%)	9 , 17	19, 25	10,98	18,86	4,06

*Significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Tukey. ns Não Significativo

Apesar de não ter havido diferença significativa, vale destacar que o microrganismo estudado pode afetar positivamente a cultura do milho. Estudos prévios destacam o potencial do *Trichoderma* como promotor de crescimento e agente de controle biológico. Resende et al. (2004) observaram que sementes de milho tratadas com isolados de *Trichoderma* apresentaram maior acúmulo de matéria seca nas raízes, sugerindo que a eficácia desse tratamento pode variar conforme o material genético e as condições regionais de cultivo. Esses resultados ressaltam a importância de identificar a espécie de *Trichoderma* mais adequada para cada contexto.

Em sua relação simbiótica com as plantas, o fungo *Trichoderma* ativa mecanismos antioxidantes que reduzem os níveis de espécies reativas de oxigênio (ROS) nas raízes e na parte aérea da planta, especialmente quando essas moléculas se tornam prejudiciais. Essa interação contribui para uma maior tolerância das plantas ao déficit hídrico e a outros tipos de estresses abióticos (MASTOURI et al., 2012).

Os resultados demonstram que os tratamentos com fungos *T. atroviride* e os variados níveis de fósforo não tiveram um efeito expressivo sobre as variáveis analisadas. Contudo, é importante salientar que a interação entre o tratamento com *T. atroviride* e as doses de fósforo (T * P) tiveram uma influência sobre as variáveis que se refere ao número de fileiras de sementes por espiga (FSEs), como representado na Tabela 6.

Tabela 6-Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis diâmetro de espigas (DIEs), peso total da espiga (PTEs), peso da espiga sem palha (PEs), fileira de

sementes por espiga (FSEs), comprimento da espiga sem palha (CEs) de plantas de milho (AG 1051), sob influência de tratamento das sementes com Trichordema e doses de fósforo.

Fonte de variação	DIEs	PTEs	Pes	FSEs	Ces
Trichoderma (T)	5,635934ns	1690,501ns	909,701ns	5,896333ns	0,936333ns
Fósforo (P)	28,47589ns	680,6396ns	88,7961ns	3,575500ns	1,360333ns
T * P	8,233395ns	5481,089ns	203,708ns	8,863833**	0,534667ns
Bloco	4,137082	5918,402	958,014	3,220333	8,049000
C.v. (%)	7,02	21,41	10,59	4,96	6,63

*Significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Tukey. ns Não significativo.

Estudos prévios destacam o potencial de *Trichoderma* spp. na solubilização de fosfatos, o que poderia influenciar o desenvolvimento das plantas. Rawate & Tewari (2011) demonstraram que *Trichoderma* spp. possui a capacidade de solubilizar fosfato em diferentes condições de pH, enquanto Ribas et al. (2016) apontaram que múltiplos mecanismos participam desse processo, incluindo a produção de ácidos orgânicos. De forma semelhante, Bononi et al. (2020) evidenciaram a capacidade de isolados de *Trichoderma* spp. provenientes de solos amazônicos em solubilizar fosfato.

Resultados diferentes sobre o efeito de *Trichoderma* foram obtidos por Colla et al. (2015), que na avaliação do efeito bioestimulante de *Trichoderma atroviride* em hortaliças, constataram que houve um aumento de massa seca de raiz em alface, tomate e abobrinha.

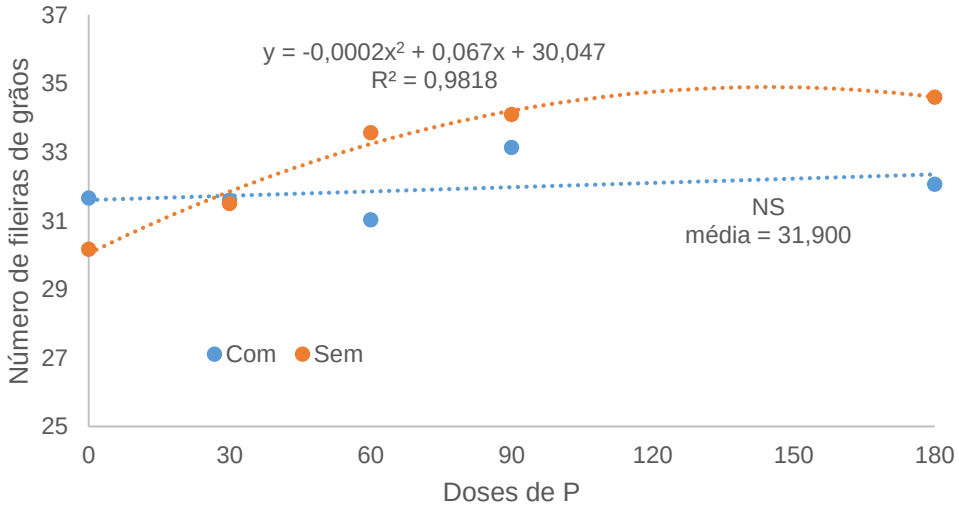
Harman et al. (2012) avaliaram em seu trabalho que a interação de várias plantas com determinadas linhagens de *Trichoderma* e foi verificada alterações na raiz, favorecendo área de reabsorção, melhorando assim o desenvolvimento das plantas. A inoculação de plantas com esses organismos proporciona o aumento, o crescimento e o desenvolvimento das raízes de plantas, facilitando a absorção e utilização de nutrientes, seguido do aumento da resistência aos estresses abióticos e consequentemente, e da produtividade das culturas (KAPRI & TEWARI, 2010). Raízes colonizadas apresentam maior desenvolvimento, resistência ao estresse abiótico e

melhor aproveitamento de nutrientes, bem como aumento da produtividade da cultura (BENÍTEZ et al., 2004; RAMOS, 2016).

As plantas que contêm esse microrganismo associado às suas raízes ou na rizosfera, são propensas a ter uma maior capacidade de sobrevivência e absorção de nutrientes em situações divergente, tendo como resultado uma vantagem produtiva sobre aquelas que não possuem *Trichoderma* em suas raízes (VERMA et al., 2007; MACHADO et al., 2012).

A Figura 13 destaca o efeito do tratamento sementes de milho (cultivar AG 1051) com o fungo *T. atroviride* e diferentes doses de fósforo sobre o número de fileiras de grãos por espiga. Os resultados mostram um crescimento significativo nas sementes tratadas com o fungo, evidenciando o potencial do *T. atroviride* como um aliado importante para aumentar a produtividade, especialmente em solos com baixa disponibilidade de fósforo.

Figura 13. Efeito do tratamento das sementes da cultivar de milho (AG 1051) com *T. atroviride* e doses crescentes de fósforo, para a variável fileira de sementes por espiga



O crescimento das plantas está diretamente relacionado ao aumento da disponibilidade e absorção de nutrientes proporcionados pela interação do fungo

antagonista com a rizosfera (MACHADO et al., 2012; CHEN et al., 2016; ESTRADA-RIVERA et al., 2019;).

3.2. Análise dos parâmetros fitotécnicos do milho verde aos 120 dias

Nas Tabelas 7 e 8 constam a análise de variância das variáveis determinadas ao final do experimento quando as plantas já se encontravam secas aos 120 dias após a semeadura.

Os resultados indicaram que o tratamento com *Trichoderma* teve efeito significativo sobre o peso total da espiga, o peso de 1000 grãos e o comprimento da espiga sem palha, indicando que o uso do fungo pode contribuir positivamente para essas características. Esses resultados corroboram a literatura, que destaca a capacidade do *Trichoderma* de influenciar parâmetros relacionados à produtividade (BAUGH E ESCOBAR, 2007; HASSAN ET AL., 2013).

De forma análoga, Smolinska et al. (2014) estudando os efeitos do tratamento do solo com cepas de *Trichoderma* sob cultivo da cultura da salsa, relataram que a adição de cepas de *Trichoderma* ao solo afetou positivamente o crescimento das plantas de salsa, incrementando a massa fresca na ordem de 378% quando comparados à testemunha. Isto pode estar correlacionado com o aumento da capacidade de absorção de água e nutrientes e sanidade das plantas, proporcionando consequentemente o aumento de massa fresca das diferentes partes da planta promovido pelos mecanismos de ação de *Trichoderma* (MACHADO et al., 2012).

Em sua relação simbiótica com as plantas, *Trichoderma* implanta mecanismos antioxidantes e induz nas raízes e na parte aérea da planta uma diminuição dos níveis de ROS quando são prejudiciais para a planta, fato que leva a uma melhor tolerância ao déficit hídrico e outros estresses abióticos (MASTOURI ET AL., 2012)

As condições ambientais ou a interação com outros fatores, como a disponibilidade de nutrientes, podem ter limitado os benefícios do fungo. Estudos como o de Resende et al. (2004) também relatam resultados inconsistentes, reforçando a necessidade de investigar as condições ideais para o uso do fungo.

Harman (2000) inoculou *Trichoderma* em sementes de milho doce e obteve como resultado maior abundância de raiz quando comparado com o tratamento sem inoculação, mas o rendimento da cultura não foi afetado.

O fungo *Trichoderma* spp. impulsiona a produção de mecanismos de defesa, atuando como organismo endofítico, além de promover o crescimento, desenvolvimento e o rendimento, aumentando o potencial agronômico das lavouras (WOO et al., 2006; VINALE et al., 2008; POLLI et al., 2012; ÁVILA et al., 2017)

O *Trichoderma* spp. apresenta elevada capacidade de tolerar ampla faixa de temperaturas, apresentando o melhor desenvolvimento em temperaturas próximas a 25°C, sendo capazes de crescer entre 55% e 70% de umidade, pois as espécies de *Trichoderma* spp. são mais eficientes e podem produzir enzimas que são aplicáveis sem indústria e que estão envolvidas na degradação de fitopatogênos (HJELJORD et al.,2001; ALWATHNANI et al., 2012; SOUZA et al., 2018). Dessa forma a temperatura ideal para cultivo do milho está entre 24 a 30◦C, porém verificou-se que a maior produção de biomassa e maior rendimento do grãos foi na temperatura de 21◦C (CRUZ et al., 2010).

Em períodos em que a temperatura é mais elevada, o processo metabólico da planta é mais acelerado e nos períodos mais frios este processo tende a cair. Nesse sentido, essas oscilações são toleradas desde que a temperatura fique entre 10ºC e 30ºC. Desta forma, temperaturas abaixo de 10ºC, por períodos longos, comprometem o desenvolvimento do milho, pois este se torna quase nulo. Enquanto que com temperaturas acima de 30ºC, por períodos longos, durante a noite, a produtividade tende a cair. A temperatura considerada ideal para o desenvolvimento do milho, da germinação à floração, está entre 24ºC e 30ºC (EMBRAPA, 2010). Relaciona essa discussão da temperatura com a média de temperatura de Alta Floresta, onde foi feito o trabalho.

A relação do fungo e planta com ambiente favorável possibilita que o fungo coloniza o solo e a superfície das raízes por meio de seu micélio, colonizando a epiderme e as células do córtex, onde uma série de mecanismos bioquímicos aciona transduções de sinais de respostas de defesa da planta com diversos patógenos (SILVA et al., 2017).

Tabela 7-. Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio de diâmetro de espiga (DIAM), peso total da espiga (PT-ESP), peso da palha da espiga (P-PALHA), peso apenas da espiga (P-ESP), fileiras de sementes por espiga (FILEIRAS), peso do sabu (SABUG),peso de 1000 grãoes (P1000G),comprimento de espiga com palha (CESP+P) e comprimento sem palha (CESP-P), sob influência de tratamento das sementes com *Trichoderma atroviride*, e doses crescentes de fósforos em coleta realizada aos 120 dias da semeaduras..

Fonte de variação	DIAM	PT-ESP	P-PALHA	P-ESP	FILEIRAS	SABUGO	P-1000G	CESP+P	CESP-P
Tricoderma (T)	55,1382ns	0,0022**	$7,50x10^{-8}$ns	0,000307ns	0,065147ns	$4,0x10^{-6}$ns	0,002100*	0,947212ns	3,136010**
Fósforo (P)	85,0743ns	0,00051ns	$2,00x10^{-5}$ns	0,001776ns	8,253686ns	$6,1x10^{-5}$ns	0,000450ns	0,332781ns	0,185551ns
T * P	84,8986ns	0,00039ns	$6,00x10^{-6}$ns	0,000908ns	13,324132ns	$8,0x10^{-6}$ns	0,000173ns	1,705788ns	0,516708ns
Bloco	97,3762	0,00037	$1,20x10^{-5}$	0,001337	87,000216	$4,6x10^{-5}$	0,000373	2,049096	0,340398
C.v. (%)	19,82	5,44	22 , 50	23,09	16 , 34	25,75	13 , 20	2 , 85	3, 39

*Significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Tukey. ns Não significativo

Tabela 8. Análise de variância com valores de quadrado médio das variáveis peso total da espiga (PT-ESP), peso de 1000 grãos (P-1000G) e comprimento de espiga sem palha (CESP-P) sob influência de tratamento das sementes com *Trichoderma atroviride* e doses crescente de fósforo em coleta realizadas aos 120 dias de semeaduras

Tratamento de Trichoderma	PT-ESP	P-1000G (qual a unidade)	CESP-P (cm)
COM	0,186467 b	0,137867 b	16,685507 b
SEM	0,203667 a	0,154600 a	17,332140 a
DMS	0,014123	0,0148133	0,442415

Médias seguidas de mesma letra na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. DMS: diferença mínima significativa

Corroborando os resultados obtidos no presente trabalho, Silva et al. (2017) observaram que a aplicação de um produto comercial à base de *Trichoderma no* tratamento de sementes não promoveu aumento na emergência de plântulas em comparação com a testemunha. Dados semelhantes foram reportados por Ferreira (2015), que constatou que a presença de *Trichoderma* spp. no tratamento de sementes de soja não favoreceu a emergência nem o índice de velocidade de emergência em condições de casa de vegetação. Além disso, Bortolin et al. (2019) também verificaram que o uso de *Trichoderma* no tratamento de sementes de *Paspalum regnellii* não foi eficiente para aumentar o índice de velocidade de emergência das plantas quando comparado à testemunha.

Os resultados obtidos no presente trabalho contrastam com a literatura que sugere o papel crucial do fósforo no desenvolvimento inicial das plantas (GRAVEL et al., 2007), indicando que o solo ou outros fatores podem ter suprido as necessidades nutricionais das plantas. Muller (2013) relatou aumentos significativos na germinação e na velocidade de emergência de sementes de melão tratadas com *Trichoderma*. Luz (2001) também observou benefícios na emergência de plântulas de milho. A variabilidade nos resultados pode ser atribuída a diferenças nas condições experimentais, como temperatura, umidade e composição do solo, que afetam a eficácia do fungo (FERREIRA, 2015; SMOLINSKA et al., 2016).

Menezes (1992) avaliou o efeito antagônico, via tratamento de sementes de feijão e de soja, com espécies de *Trichoderma* no controle de *Macrophomina phaseolina*. O estudo verificou que os antagonistas promoveram a germinação, crescimento e desenvolvimento das plântulas de feijão e maior índice de velocidade de germinação em plantas de soja.

Marques et al. (2014) observaram respostas semelhantes ao trabalhar com sementes de feijão, onde a aplicação de *Trichoderma* spp. proporcionou um incremento na precocidade da germinação. No entanto, a aplicação de produtos com *Trichoderma* apresenta outros benefícios quando comparada aos tratamentos químicos, por conseguir proteger as plantas desde a fase inicial de crescimento até seu estabelecimento no campo (VENEGAS, 2011)

O estudo reforça a importância do *Trichoderma* como aliado no manejo agrícola, mas também evidencia que sua eficácia depende de condições específicas. Para maximizar seus benefícios, é essencial considerar fatores como tipo de solo, disponibilidade de nutrientes e condições climáticas. Estudos futuros devem explorar essas variáveis para otimizar o uso do fungo e ampliar seu impacto positivo na produtividade agrícola.

Tabela 9-Tabela de análise de variância com valores de quadrado médio de peso de 100 grãos de milho (AG 1051), sob influência de tratamento das sementes com *Trichoderma atroviride* e doses crescentes de fósforo

Fonte de variação	G.L.	S.Q.	P100grãos
Trichoderma (T)	1	4,111582	4,111582 ns
Fósforo (P)	4	24,132169	6,033042 ns
T * P	4	44,972556	11,24314 ns
Erro	20	185,164540	9,258227
Total corrigido	29	258,380847	
C.v. (%)			8,17

*Significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Tukey. ns Não significativo.

Além do *T. atroviride* e do fósforo, existem outras estratégias de manejo que podem ser exploradas para melhorar a produtividade e a qualidade dos grãos de milho, como o uso de inoculantes microbianos, biofertilizantes, práticas de manejo integrado de pragas e doenças, e técnicas de manejo do solo (KHAN et al., 2007). Além disso, é importante considerar que outros fatores, como condições ambientais, podem influenciar o crescimento das plantas e devem ser levados em consideração na interpretação dos resultados.

Além disso, destacamos a necessidade de mais estudos para identificar as condições ideais de aplicação de *T. atroviride* e fósforo no cultivo de milho, com o objetivo de otimizar o uso de bioinoculantes e promover práticas agrícolas mais sustentáveis. Portanto, outras estratégias de manejo, como o uso de inoculantes microbianos, biofertilizantes e práticas de manejo integrado de

pragas e doenças, podem ser exploradas para melhorar a produtividade e a qualidade dos grãos de milho.

Vale ressaltar que, os resultados obtidos reforçam o potencial do fósforo em melhorar o desenvolvimento do milho e mostram que o uso de *Trichoderma* é uma ferramenta valiosa na a agricultura sustentável

4. CONCLUSÃO

O estudo investigou a interação entre *Trichoderma atroviride* e as doses de fósforo no cultivo de milho verde AG1051 na Amazônia Meridional. O fósforo tem efeito positivo no diâmetro do caule, aos 45 dias após a semeadura. Por outro lado, o tratamento com *T. atroviride* não apresenta efeitos significativos na altura das plantas ou no número de folhas. No entanto, observa-se que a interação entre o fungo e o fósforo influencia positivamente o número de fileiras de sementes por espiga, demonstrando que o uso de *T. atroviride* potencializa a produtividade em condições específicas.

A pesquisa destaca a importância de avançar nos estudos sobre bioinoculantes, como *Trichoderma,* para promover práticas agrícolas mais sustentáveis e reduzir a dependência de insumos químicos.

5.REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, L. M.; PFENNING, L. H. O gênero *Trichoderma*. In: MEYER, M. C.; MAZARO, S. M.; SILVA, J. C. (Eds.). ***Trichoderma*:** uso na agricultura. 1ª ed. Brasília, DF: Embrapa, 2019. p. 163-179.

ALMEIDA, T.; POCOJESKI, E.; NESI, C. N.; OLIVEIRA, J. P. M.; SILVA, L. S. Eficiência de fertilizante fosfatado protegido na cultura do milho. **Scientia Agraria**, v. 17, n. 1, p. 29-35, 2019.

ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil**. Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2014. Disponível em: http://Doi.org/10.1127/09412948/2013/0507. pdf.

BADER, A. N.; SALERNO, B. R.; COVACEVICH, F.; CONSOLO, V. F. Native *Trichoderma harzianum* strains from Argentina produce indole-3 acetic acid and phosphorus solubilization, promote growth and control wilt disease on tomato (*Solanum lycopersicum* L.). **Journal of King Saud University**, v. 32, n. 1, p. 867– 873, 2020.

BARBER, S. A. A diffusion and mass flow concept of soil nutrient availability. **Soil Science,** v. 93, n. 1, p. 39-49, 1962.

BAUGH, C. L.; ESCOBAR, B. The genus *Bacillus* and genus *Trichoderma* for agricultural bio-augmentation. **Rice Farm Magazine**, v.1, n.4, p.1-4, 2007.

BENÍTEZ, T.; RINCÓN, A.M.; LIMÓN, M.C. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. **International Microbiology**, v.7, n.4, p.249−260, 2004.

BOLAN, N.S.; NAIDU, R.; MAHIMAIRAJA, S.; BASKARAN, S. Influence of low molecular-weight organic acids on the solubilization of phosphates. **Biology and Fertility of Soils.** v. 18, p. 311-319,1994.

BONONI, L.; CHIARAMONTE, J. B.; ANSA, C. C.; MOITINHO, M. A.; MELO, I. S. Phosphorus-solubilizing *Trichoderma* spp. from Amazon soils improve soybean plant growth. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 2858, 2020.

BORÉM, A.; MIRANDA, G.V.; FRITSCHE-NETO, R. **Melhoramento de plantas**. 8. ed. São Paulo: Oficina de textos, 384 p., 2021.

BORTOLIN, G. S.; WIETHAN, M. M. S.; VEY, R. T.; OLIVEIRA, J. C. P.; KÖPP, M. M.; SILVA, A. C. F. Trichoderma na promoção do desenvolvimento de plantas de *Paspalum regnellii* Mez. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 42, n. 1, p.135-145, 2019.

BRESOLIN, M.; PONS, A. L. Botânica do milho. **IPAGRO informa**, v. 26, p. 69-72, 1983.

CARDOSO, T. M. **Dinâmica de fósforo e nitrogênio no consórcio de milho com adubos verdes no sistema orgânico**. 2022. Dissertação (Mestrado em Agroecologia e Desenvolvimento Rural) – Universidade Federal de São Carlos, Araras, 2022.

CASTRO, R., S. **Rendimento de espigas verdes e de grãos de cultivares de milho após a colheita da primeira espiga como minimilho**. 2010, 90f. Tese (Doutorado em Fitotecnia - Agricultura tropical). Universidade Federal Rural do Semiarido, UFERSA, Mossoró, 2010.

CHAVERRI, P.; SAMUELS, G. J. ***Hypocrea / Trichoderma (Ascomycota, Hypocreales, Hypocreaceae***): Species with green ascospores. Studies in Mycology, v. 48, p. 101-119, 2003.

CHEN, J. L.; SUN, S.Z.; MIAO, C.P.; WU, K.; CHEN, Y.W.; XU, L.H.; GUAN, H.L.; ZHAO, L.X. Endophytic *Trichoderma gamsii* YIM PH30019: a promising biocontrol agent with hyperosmolar, mycoparasitism, and antagonistic activities of induced volatile organic compounds on root-rot pathogenic fungi of *Panax notoginseng*. **Journal of Ginseng Research**, n. 40, p. 315-324, 2016.

CHEN, L.; YANG, X.; RAZA, W.; LI, J.; LIU, Y.; QIU, M.; SHEN, Q. *Trichoderma harzianum* SQR-T037 rapidly degrades allelochemicals in rhizospheres of continuously cropped cucumbers**. Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 89, p.1653-1663, 2011.

COELHO, A. M.; ALVES, V. M. C. Adubação fosfatada na cultura do milho. Eficiência agronômica de fosfatos naturais. In: YAMADA, T.; ABDALLA, S. R. S. (Eds.). **Fósforo na agricultura brasileira**. Piracicaba: POTAFOS, 2004. p.243-283.

CONTRERAS-CORNEJO, H. A.; MACÍAS-RODRÍGUEZ, L.; CORTÉS-PENAGOS, C.; LÓPEZ-BUCIO, J. *Trichoderma virens*, a plant beneficial fungus, enhances biomass production and promotes lateral root growth through an auxin-dependent mechanism in *Arabidopsis*. **Plant Physiology**, v. 149**,** n. 3**,** p. 1579-1592, 2009.

COTA, L. V.; COSTA, R. V.; SABATO, E. D. O.; SILVA, D. D. Histórico e perspectivas das doençaas na cultura do milho. **Circular Técnica n.193,** Embrapa Milho e Sorgo, Sete Lagoas, MG, 2013**.**

COUTINHO, F. P.; FELIX, W. P.; YANO-MELO, A. M. Solubilization of phosphates in vitro by *Aspergillus* spp. and *Penicillium* spp. **Ecology Engineering**, v. 42, p. 85-89, 2012.

CRUZ, J. C. C. **Cultivo do milho**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2010. 24 p.

CUNNINGHAM, J.E.; KUIACK, C. Production of citric and oxalic acids and solubilization of calcium phosphate by *Penicilium bilajii*. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, p. 1451-1458, 1992.

DEMAIN, A. Microbial secondary metabolism: a new theoretical frontier for academia, a new opportunity for industry. In: **Secondary metabolites: their function and evolution**. Chichester: J. Wiley, Nova York, 1992. p.3-23, 2007.

DEVI, P.; PRABHAKARAN, N.; KAMIL, D.; PANDEY, P.; BORAH, J. L. Characterization of Indian native isolates of *Trichoderma* spp. and assessment of their bio-control efficiency against plant pathogens. **African Journal of Biotechnology**, v. 11, n. 85, p. 15150-15160**,** 2012.

DJONOVI´C, S. P, M.J.; DANGOTT, L.J.; HOWELL, C.R.; KENERLEY, C.M. Sm1, a proteinaceous elicitor secreted by the biocontrol fungus *Trichoderma virens* induces plant defense responses and systemic resistance. **Molecular PlantMicrobe Interaction,** v. 19, p. 838–853, 2006.

DONADIO, S.; MONCIARDINI, P.; ALDUINA, R.; MAZZA, P.; CHIOCCHINI, C.; CAVALETTI, L.; SOSIO, M.; PUGLIA, A. M. Microbial technologies for the discovery of novel bioactive metabolites. **Journal of Biotechnology**, v. 99**,** p. 187-98, 2002.

DRUZHININA, I. S.; SEIDL-SEIBOTH, V.; HERRERA-ESTRELLA, A.; HORWITZ, B. A.; KENERLEY, C. M.; MONTE, E.; KUBICEK, C. P. *Trichoderma*: the genomics of opportunistic success. **Nature Reviews Microbiology**, v. 9, n. 10, p. 749, 2011.

DRUZHININA, I. S.; SHELEST, E.; KUBICEK, C. P. Novel traits of *Trichoderma* predicted through the analysis of its secretome. FEMS **Microbiology Ecology**, v. 337, p. 1-9, 2012

EMBRAPA. **Recomendações técnicas para o cultivo do milho**, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. EMBRAPA-SPI, Brasília 2 a ed, 204p. 1996.

EMBRAPA. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. 2. ed. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Cultivo do milho**. 7. ed. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2010.

FANCELLI, A. L. **Plantas alimentícias**. Guia para aula, estudo e discussão. Piracicaba. ESALQ/USP. 1986. 131 p.

FANCELLI, A. L.; DOURADO NETO, D. **Milho.** Estratégias de manejo para alta produtividade. Piracicaba. ESALQ/USP. 2003. 208 p

FANCELLI, A. L.; DOURADO, D. Fenologia do milho. **Potafós - Informações agronômicas**, Piracicaba, v. 78, p. 1-6, 1997.

FANCELLI, A. L; DOURADO NETO**. Produção de milho**. Guaíba: Agropecuária, 2000. 360 p.

FARID, L. H. **Diagnóstico preliminar dos impactos ambientais gerados por garimpos de ouro em Alta Floresta/ MT**: um estudo de caso. Rio de Janeiro: CETEM/CNPq, 1992.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 38**,** n. 2**,** p. 109-112**,** 2014.

FERREIRA, J. C. V. **Mato Grosso e Seus Municípios.** Cuiabá: Editora Buriti, 2001.
FERREIRA, S. J. F.; LUIZÃO, F. J.; MIRANDA, S. A. F.; SILVA, M. S. R.; VITAL, A.

R. T. Nutrientes na solução do solo em floresta de terra firme na Amazônia Central submetida à extração seletiva de madeira. **Acta Amazonica,** v.36, n.1, p.59-68, 2006.

FERREIRA, T. C. **Níveis de inóculo de *Sclerotinia sclerotiorum* em relação à desempenho de sementes de soja tratadas com fungicidas e agentes biológicos.** 2015. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitopatologia) – Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2015.

FIDELIS, R. R.; MIRANDA, G. V.; ERASMO, E. A. L**.** Seleção de populações base de milho sob alta e baixa dose de fósforo em solo de cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 39, n. 4, p. 285-293, 2009.

FORNASIERI FILHO, D. **Manual da cultura do milho.** Jaboticabal: Funep, p.54, 2007.

FRANÇA, D. V. C.; KUPPER, K. C.; MAGRI, M. M. R.; GOMES, T. M.; ROSSI, F. *Trichoderma* spp. isolates with potential of phosphate solubilization and growth promotion in cherry tomato. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 47, n. 4, p. 360–368, 2017.

GARBEVA, P.Microbial diversity in soil: selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. **Annual Review of Phytopathology,** v. 42, p. 243-270, 2004.

GARNICA-VERGARA, A.; BARRERA-ORTIZ, S.; MUÑOZ-PARRA, E.; RAYAGONZÁLEZ, J.; MÉNDEZ-BRAVO, A.; MACÍAS-RODRÍGUEZ, L.; RUIZHERRERA L.F.; LÓPEZ-BUCIO, J. The volatile 6-pentyl-2H-pyran-2-one from *Trichoderma atroviride* regulates *Arabidopsis thaliana* root morphogenesis via auxin signaling and ethylene insensitive 2 functioning. **New Phytologist**, v.209, n.4, p.1496-1512, 2016.

GLAZER, A. N.; NIKAIDO, H*.* **Microbial Biotechnology:** Fundamentals of Applied Microbiology*.* Cambridge University Press, 1995. 496 p

GRAVEL; A.; TWEDDELL, J. Estimulação do crescimento e melhoria da produção de frutos de tomateiro em casa de vegetação por inoculação com *Pseudomonas putida* ou *Trichoderma atroviride*: possível papel do ácido indol acético (IAA). **Biologia do solo e Bioquímica**, v. 39, n. 8, p. 1968-1977, 2007.

GUPTA, R.; PANDEY, S. K.; SINGH, A. K.; SINGH, M. Response of photosynthesis, chlorophyll fluorescence and yield of singer millet (*Eleusine coracana*) influenced by bio-chemical fertilizers. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, v. 81, p. 445-449, 2011.

GUZMÁN-GUZMÁN, A. Trichoderma species: Versatile plant symbionts. **Phytopathology**, v. 109, n. 1, p. 6-16, 2019.

GYANESHWAR P.; KUMAR, G.N.; PAREKH, L.J.; POOLE, P.S. Role of soil microorganisms in improving P nutrition of plants. **Plant and Soil**, v. 245, n.1, p.8393, 2002.

HARMAN, G. E. Overview of mechanisms and uses of *Trichoderma* spp. **Phytopathology**, v. 96, p. 190–194, 2006.

HARMAN, G. E. *Trichoderma*: not just for biocontrol anymore. **Phytoparasitica**, v. 39, p. 103-108, 2011.

HARMAN, G. E.; HERRERA-ESTRELLA, A. H.; HORWITZ, B. A.; LORITO, M. Special issue: *Trichoderma* - from basic biology to biotechnology. **Microbiology**, v. 158, n. 1, p. 1–2, 2012.

HARMAN, G. E.; HOWELL, C. R.; VITERBO, A.; CHET, I.; LORITO, M. *Trichoderma* species - opportunistic, avirulent plant symbionts. **Nature Reviews Microbiology**, v. 2, n. 1, p. 43–56, 2004.

HARMAN, G. E.; PETZOLDT, R.; COMIS, A.; CHEN, J. Interactions between *Trichoderma harzianum* strain T22 and maize inbred line Mo17 and effects of these interactions on diseases caused by *Pythium ultimum* and *Colletotrichum graminicola.* **Phytopathology**, v. 94, n. 2, p. 147-153, 2004.

HERMOSA, R. A., I. E. Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. **Microbiology,** v. 158, p. 17-25, 2012

HJELJORD, L. G.; STENSVAND, A.; TRONSMO, A. Antagonism of nutrientactivated conidia of *Trichoderma harzianum* (atroviride) P1 against *Botrytis cinerea*. **Phytopathology**, v. 91, n. 12, p. 1172–1180, 2001.

HODGE, A.; BERTA, G.; DOUSSAN, C.; MERCHAN, F.; CRESPI, M. Plant root growth, architecture and function. **Plant and Soil**, v. 321, n. 1-2, p. 153-187, 2009.

HOORN, C.; TER STEEGE, H.; BERMUDEZ, M. A.; MORA, A.; SEVINK, J.; SANMARTÍN, I.; SANCHEZ-MESEGUER, A.; ANDERSON, C. L.; ANTONELLI, A. Amazonia through time: Andean uplift, climate change, landscape evolution, and biodiversity. **Science**, v. 330, p. 927–931, 2010.

ILLESCAS, M. Trichoderma-induced resistance to abiotic stress in plants: Mechanisms and applications. **Frontiers in Plant Science**, v. 12, p. 1-15, 2021.

JÚNIOR, J. F.; DAFLON, V. T. Políticas da igualdade racial no ensino superior. **Cadernos do Desenvolvimento Fluminense**, n. 5, p. 31-44, 2014.

KAPRI, A. TEWARI, L. Phosphate solubilization potential and phosphatase activity of rhizospheric *Trichoderma* spp. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 41, p. 787795, 2010.

KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; WANI, P. A. Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture – A review. **Agronomy Sustainability**, v. 27, n. 1, p. 29-43, 2007.

KIM, K. Y.; SOUZA, D.; MCDONALD, G. A. Efeito de bactérias solubilizadoras de fosfato e micorrizas vesiculares-arbusculares no crescimento do tomate e na atividade microbiana do solo. **Biologia e fertilidade dos solos**, v. 26, p. 79-87, 1997.

KLEINKAUF, H.; VON DÖNREN, H. A nonribosomal system of peptide biosynthesis. **European Journal of Biochemistry**, v. 236, p. 335-351, 1996.

KLEPKER, D.; ANGHINONI, I. Phosphate uptake and corn root distribution as affected by fertilizer placement and soil tillage. **Trends in Agriculture Science**, v. 1, p. 111-115, 1993.

KLITGAARD, IVERSEN, A.; ANDERSEN, M. R.; LARSEN, T. O.; FRISVAD, J. C.; NIELSEN, K. Aggressive dereplication using UHPLC–DAD–QTOF: screening extracts for up to 3000 fungal secondary metabolites. **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, v. 406, n. 7, p. 1933–1943, 2010.

KOPPEN, W. **Climatologia con un estudio de los climas de la Tierra. México**, 1948. 478 p.

KUBICEK, C. P.; HERRERA-ESTRELLA, A.; SEIDL-SEIBOTH, V.; MARTINEZ, D. A.; DRUZHININA, I. S.; THON, M.; MUKHERJEE, M. Comparative genome sequence analysis underscores mycoparasitism as the ancestral life style of *Trichoderma*. **Genome Biology**, v. 12, n. 4, R40, 2011.

KUBICEK, C.P. Comparative genome sequence analysis underscores mycoparasitism as the ancestral life style of *Trichoderma*. **Genome Biology**, v. 12, p. 1-15, 2011.

KUREPA, J.; SHULL, T.E.; SMALLE, J.A. Friends in arms: flavonoids and the auxin/cytokinin balance in terrestrialization. **Plants,** v. 12, p. 517, 2023. Doi.org/10.3390/plants12030517

KWIATKOWSKI, A; CLEMENTE, E. Características do milho doce (Zea mays L.) para industrialização. **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial,** v. 1, n. 2, p. 93-103, 2007

LEITÃO, V. O; MELO, R. C.; VAINSTEIN, M. H.; U, C. J. Purification and characterization of an acid phosphatase from *Trichoderma harzianum*. **Biotechnology Letters**, v. 32, p. 1083-1088, 2010. DOI: 10.1007/s10529-010-0273-5.

LIRA, G. **Conhecendo o Estado de Mato Grosso: IV microrregião de Alta Floresta, Grosso. 2011.** Disponível em: http://www.gilsonlirapoesias.com.br/site/pdf/. Acesso em: 03 de setembro de 2015.
LIU, H. K. D.; JONES, E. G.; ARIYAWANSA, H. A.; BHAT, D. J.; BOONMEE, S.; CAMPORESI. Fungal diversity notes 1–110: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal species. **Fungal Diversity**, v. 72, n. 1, p. 1–197, 2015.

LUCON, C. M. M. **Promoção de crescimento de plantas com o uso de *Trichoderma* spp**. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2009_1/***trichoderma***/index.htm>. Acesso em: 29 out. 2023.

LUZ, F. Plantas medicinais de uso popular em Boa Vista, Roraima, Brasil. **Horticultura Brasileira**, v. 19, p. 88-96, 2001.

MACHADO, D. *Trichoderma* no Brasil: o fungo e o bioagente. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 35, n. 1, p. 274-288, 2012.

MAHESWAR, N. U.; SATHIYAVANI, G. Solubilization of phosphate by Bacillus Sps, from groundnut rhizosphere (*Arachis hypogaea* L). **Journal of Chemical and Pharmaceutical Research**, v. 4, n. 8, p. 4007-4011, 2012.

MARQUES, E. Avaliação do tratamento biológico com isolados de *Trichoderma* spp. na germinabilidade de sementes de feijão. **Cadernos de Agroecologia,** v.9, n.3, 2014.

MASTOURI, F. BJÖRKMAN, T. HARMAN.G. E. *Trichoderma harzianum* aumenta a defesa antioxidante de mudas de tomate e a resistência ao déficit hídrico. **Interações moleculares planta-micróbio**, v. 25, n. 9, p. 1264-1271, 2012.

MENGEL, K.; KIRKBY, E. A. **Principles of plant nutrition.** Bern: International Potash Institute, p. 687-695, 4. ed. 1987.

MORAIS, T. P. D. **Adubação nitrogenada e inoculação com *Azospirillum brasilense* em híbridos de milho**. 2012. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Uberlândia –Universidade Federal de Uberlândia; 2012.

MORÁN-DIEZ, E.; HERMOSA, R.; AMBROSINO, P.; CARDOZA, R. E.; GUTIÉRREZ, S.; LORITO, M.; MONTE, E. The *ThPG1* endopolygalacturonase is required for the *Trichoderma harzianum*-plant beneficial interaction. **Molecular PlantMicrobe Interactions**, v. 22, n. 08, p. 1021-1031, 2009.

MORÁN-DIEZ, M. E.; TRUSHINA, N.; LAMDAN, N. L.; ROSENFELDER, L.; MUKHERJEE, P. K.; KENERLEY, C. M.; HORWITZ, B. A. Hostspecific transcriptomic pattern of *Trichoderma virens* during interaction with maize or tomato roots. **BMC Genomics**, v. 16, n. 1, p. 8, 2015

MOREIRA, F.S; MOREIRA, F.W. Características da germinação de sementes de 64 espécies de leguminosas florestais nativas da Amazônia, em condições de viveiro. **Acta Amazônica**, v. 26, p. 3–15, 1996.

MUNDSTOCK, C. M.; BREDEMEIER**,** C**. Qualidade de grãos de milho**. Porto Alegre: UFRGS/Faculdade de Agronomia, 2006. 112 p.
NAHAS, E,; TERENZI, H.F.; ROSSI, A. Effect of caibon sonrce and pH on the production and secretion of acid phosphatase (EC 3.1.3.2.) and alkaline phosphatase (EC 3.1.3.1.) in *Nenrosporo crassa*. **Journal of General Microbiology**, v. 128, p. 2017-2021,1982.

NAHAS, E. Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas de manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 20, n. 2, p. 201-208, 1996.

NELSON, T. S.; DANIELS, F.B.; HALL, J.R.; SHIELDS, L.G. Hydrolysis of natural phytate phosphorus ín the digestive tract of calves. **Journal of Animal Science,** v. 42, n. 6, p. 1509-1512, 1976.

PAES, M. C. D. Aspectos Físicos, Químicos e Tecnológicos do Grão de Milho. **Circular Técnica,** Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Sete Lagoas, v. 75, p. 1-6, 2006.

PAES, M.C.D. **Manipulação da composição química do milho**: impacto na indústria e na saúde humana. 2008. Artigo em Hypertexto. Disponível em: http://www.infobibos.com/Artigos/2008_4/milho/index.htm. Acesso em: 5/1/2024.

PAIVA JUNIOR, M. C. **Desempenho de cultivares para produção de milho verde em diferentes épocas e densidades de semeadura**. 1999. 66 f. Dissertação (Mestrado) Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1999.

PAPAVIZAS, G. C. Survival of *Trichoderma harzianum* in soil and in pea and bean rhizospheres. **Ecology and Epidemiology**, v. 72, n. 1, p. 121–125, 1982.

PAPAVIZAS, G. C.; LEWIS, J. A.; MOITY, T. H. A. E. Avaliação de novos biótipos de *Trichoderma harzianum* quanto à tolerância ao benomil e capacidades aprimoradas de biocontrole. **Fitopatologia**, v. 72, n. 1, p. 126-132, 1982.

PEDRERO-MÉNDEZ, A. Mechanisms of plant growth promotion by Trichoderma species under abiotic stress conditions. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 40, n. 3, p. 1234-1248, 2021.

PEREIRA FILHO, I. A., CRUZ, J. C., SILVA, A. R., COSTA, R. V., CRUZ, I. **Milho Verde**. Agência EMBRAPA de Informação Tecnológica. 2011. Disponível em: Acesso em: 26 set. 2024.

PINAZZA, L. A. Perspectivas da cultura do milho e do sorgo no Brasil. In: BÜLL, L. T.; CANTARELLA, H. Cultura do Milho**:** fatores que afetam a produtividade. Piracicaba: **POTAFOS**, p. 1-10, 1993.

RABECINI, J. A. F. **Levantamento dos solos do município de Alta Floresta – MT.** 2009. 64 f. Monografia (Graduação) - Universidade do Estado de Mato Grosso, Alta Floresta - MT, 2009.

RAWAT, L.; SINGH, Y.; SHUKLA, N.; KUMAR, J. Alleviation of the adverse effects of salinity stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) by seed biopriming with salinity tolerant isolates of *Trichoderma harzianum*. **Plant and Soil**, v. 347, p. 387-400, 2011.

RAWATE, R.; TEWARI, L. Effect of abiotic stress on phosphate solubilization by biocontrol fungus *Trichoderma* sp. **Current Microbiology**, v. 62, n. 5, p. 1-101, 2011.

RESENDE, M. L.; OLIVEIRA, J. A.; GUIMARÃES, R. M.; PINHO, R. G. V.; VIEIRA, A. R. Inoculação de sementes de milho utilizando o *Trichoderma harzianum* como promotor de crescimento. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 28, n. 4, p. 1-7, 2004.

REZENDE, L. C.; DEGOMES, T. P. **Fermentação líquida como estratégia para produção massal de conídios de *Trichoderma*.** 2017. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2017.

RIBAS, P. P.; RICH, R.; MATSUMARA, A. T. S.; VAN DER SAND, S. T. Potencial in vitro para solubilização de fosfato por *Trichoderma* spp. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 14, n. 2, p. 70-75, 2016.

RICHARDSON, A. E.; SIMPSON, R. J. Soil microorganisms mediating phosphorus availability update on microbial phosphorus**. Plant Physiology**, v. 156, p. 989–996, 2011.

RITCHIE, S. W.; HANWAY, J. J.; BENSON, G. O. Como a planta de milho se desenvolve. **Potafos,** Lavras, v. 15, n. 103, p. 1-20, 2003.

ROBINSON, D. Variation, co-ordination and compensation in root systems in relation to soil variability. **Plant and Soil**, v. 187, n. 1, p. 57-66, 1996.

RODRIGUES, L. F.; GUIMARÃES, V. F.; SILVA, M. B. D.; PINTO JUNIOR, A. S.; KLEIN, J.; DA COSTA, A. C. Características agronômicas do trigo em função de *Azospirillum brasilense*, ácidos húmicos e nitrogênio em casa de vegetação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 18, p. 31-37, 2014.

RODRIGUES, T. E. Solos da Amazônia. In: ALVAREZ, V. H.; et al**. O Solo nos Grandes Domínios Morfoclimáticos do Brasil e o Desenvolvimento Sustentado.** Viçosa/MG: SBCS; UFV; DPS, 1996.

ROUF, S., T.; PRASAD, K.; KUMAR, P. Maize - A potential source of human nutrition and health: A review. **Cogent Food & Agriculture**, v. 2, n. 1, p. 1-9, 2016.

RUOCCO, M.; LANZUISE, S.; VINALE, F.; MARRA, R.; TURRÀ, D.; WOO, S. L.; LORITO, M. Identification of a new biocontrol gene in *Trichoderma atroviride*: the role of an ABC transporter membrane pump in the interaction with different plantpathogenic fungi. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 22, n. 3, p. 291301, 2009.

SABOOR, A.; ALI, M. A.; HUSSAIN, S.; EL ENSHASY, H. A.; HUSSAIN, S.; AHMED, N.; GAFUR, A.; SAYYED, R. Z.; FAHAD, S.; DANISH, S.; DATTA, R. Zinc nutrition and arbuscular mycorrhizal symbiosis effects on maize (*Zea mays* L.) growth and productivity. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 28, n. 11, p. 6339-6350, 2021.

SAHIN, F. Sugar beet and barley yields in relation to inoculation with N_2-fixing and phosphate solubilizing bacteria. **Plant and Soil**, v. 265, n. 1-2, p. 123-129, 2004.

SANS, A. M. L; SANTANA. P. D. **Sistemas de produção**. Embrapa milho e sorgo, 2001. Disponível em: http://www.embrapa.br. Acesso em: 06 fev 2025

SANTINI, J. M. K.; BUZETTI, S.; PERIN, A.; DE SOUZA CASTRO, C. F.; FURQUIM, L. C.; NUNEZ, D. N. C.; CABRAL, A. C**.** Dinâmica do fósforo em solos de alta fertilidade: fontes e doses fosfatadas em cultivo da cultura de soja no Cerrado. **Científica Multidisciplinary Journal**, v. 6, n. 2, p. 14-23, 2019.

SANTOS, I. C. D.; MIRANDA, G. V.; MELO, A. V. D.; MATTOS, R. N.; OLIVEIRA, L. R.; LIMA, J. D. S.; GALVÃO, J. C. C. Comportamento de cultivares de milho produzidos organicamente e correlações entre características das espigas colhidas no estádio verde. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo,** v. 4, n. 01, 2005.

SEGARRA, G.; CASANOVA, E.; BELLIDO, D.; ODENA, M. A.; OLIVEIRA, E.; TRILLAS, I. Proteome, salicylic acid, and jasmonic acid changes in cucumber plants inoculated with *Trichoderma asperellum* strain T34. **Proteomics**, n. 7, v. 21, p. 3943–3952, 2007.

SILVA FILHO, G. N. Microrganismos solubilizadores de fosfato na promoção do crescimento de plantas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, n. 4, p. 623630, 1998.

SILVA, F. F.; CASATRO, E. M.; MOREIRA, S. I.; FERREIRA, T. C.; LIMA, A. E.; ALVEZ, E. Emergência e análise ultraestrutural de plântulas de soja inoculadas com Sclerotinia sclerotiorum sob efeito da aplicação de *Trichoderma harzianum*. **Summa Phytopathologica**, n. 43, v. 1, 2017.

SIQUEIRA, J. O. **Biotecnologia do solo: fundamentos e perspectivas**. Ministério da Educação e Cultura, 1988. 235 p., 1988.

SMOLINSKA, U.; KOWALSKA, B.; KOWALCZYK, W.; SZCZECH, M. The use of agro-industrial wastes as carriers of *Trichoderma* fungi in the parsley cultivation. **Scientia Horticulturae**, v.179, p.1-8, 2014.

SOOD, M.; KAPOOR, D.; KUMAR, V.; SHETEIWY, M.; RAMAKRISHNAN, M.; LANDI, M.; ARANITI, F.; SHARMA, A. Trichoderma: The "secrets" of multitalented biocontrol agent. **Plants**, p. 1-25, 2020. doi: 10.3390/plants9060762

SOUCHIE, E. L. Efeito de microrganismos solubilizadores de fosfato na disponibilização de fósforo e no crescimento do milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 12, p. 1709-1716, 2006.

STEFFEN, G. P. K.; MALDANER, J. **Metodologia para multiplicação de *Trichoderma* sp. em substratos orgânicos.** Porto Alegre: SEAPDR/DDPA, 2019. p. 22 (Boletim Técnico: Pesquisa e Desenvolvimento, n. 1).

TAIZ, L.; ZEIGER.E; MØLLER, I. M; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6. ed. Porto Alegre: Artmed Editora, 2017.

TARIFA, J. R. **Mato Grosso: clima: analise e representações cartográficas**. Entrelinhas, 2011. 102p.

THAMBUGALA, K.; M. Fungos vs. fungos no biocontrole: uma visão geral dos antagonistas fúngicos aplicados contra patógenos fúngicos de plantas. **Fronteiras em Microbiologia Celular e de Infecção**, v. 10, p. 604923, 2020.

VARGAS, W. A.; MUKHERJEE, P. K.; LAUGHLIN, D.; WIEST, A.; MORÁN-DIEZ, M. E.; KENERLEY, C. M. Role of gliotoxin in the symbiotic and pathogenic interactions of *Trichoderma virens*. **Microbiology**, v. 160, p. 2319-2330, 2014

VERMA, M.; BRAR, S. K.; TYAGI, R. D.; SURAMPALLI, R. Y.; VALÉRO, J. R. Antagonistic fungi, *Trichoderma* spp.: Panoply of biological control. **Biochemical Engineering Journal, Amsterdam**, v. 37, n. 1, p. 1-20, 2007.

VERNETTI, F. J. **Soja**. Campinas: Fundação Cargill, 1983. v. 2, 990 p.

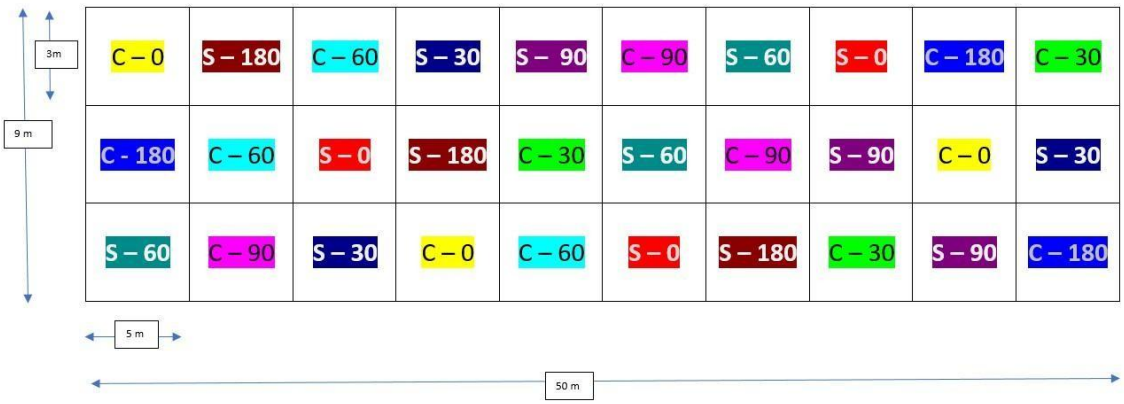
WITHERS, P. J. A.; RODRIGUES, M.; SOLTANGHEISI, A. Transitions to sustainable management of phosphorus in Brazilian agriculture. **Scientific Reports**, v. 8, p. 1–13, 2018.

WOO, S. L.; SCALA, F.; RUOCCO, M.; LORITO, M. The molecular biology of the interactions between *Trichoderma* spp., pathogenic fungi and plants. **Phytopathology**, v.96, p.181-185, 2006

ZEILINGER, S.; GRUBER, S.; BANSAL, R.; MUKHERJEE, P. K. Secondary metabolism in Trichoderma–Chemistry meets genomics. **Fungal Biology Reviews**, v. 30, n. 2, p. 74-90, 2016.

1. APÊNDICE

Tabela 10-O experimento foi conduzido em um delineamento em blocos casualizados (DBC), contendo um total de 30 parcelas. Foram avaliadas cinco doses de fósforo combinadas com dois tratamentos: um com aplicação do fungo Trichoderma spp. e outro sem a aplicação do fungos,possui 3 repetições



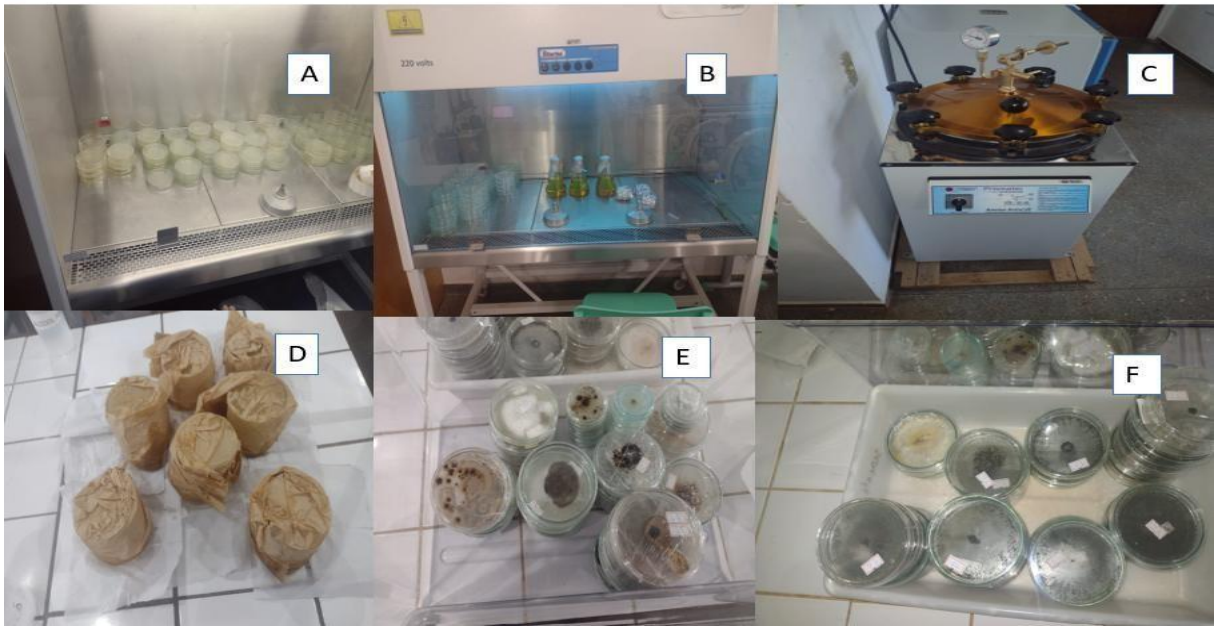
Fonte: Oscar Mitsuo Yamashita

Tabela 11-Doses de superfosfato, NPK, Ureia

Doses de P_2O_5	**superfosfato simples em 20m²**	**Linha na semeadura/g**
0 kg ha^{-1}	000,00 g	0,0 g
30 kg ha^{-1}	333,33 g	41,6 g
60 kg ha^{-1}	666,67 g	83,3 g
90 kg ha^{-1}	-333,33 g	124 g
180 kg ha^{-1}	-333,33 ²	245 g
Doses kCL	**Cloreto de potássio em 20m²**	**Linha semeadura g**
100 kg ha^{-1}	- 333,33 g	20,8 g na semeadura
100 kg ha^{-1}	- 333,33 g	20,8 no estágio v5
Doses de N	**Ureia em 20m²**	**Linha semeadura g**
90 kg ha^{-1}	- 400,00 g	50,0 g na semeadura
90 kg ha^{-1}	- 400,00 g	50,0 no estágio V5

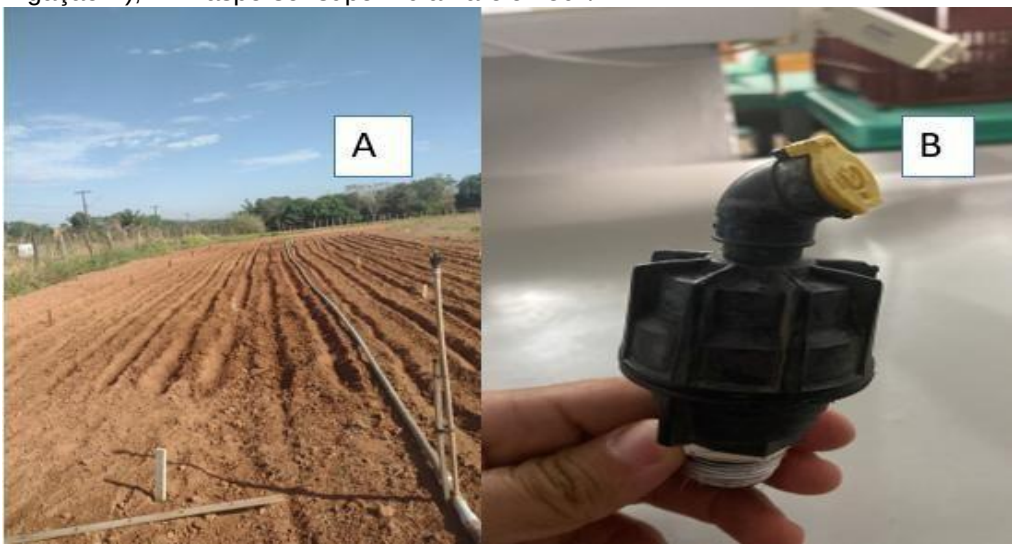
Fonte: Oscar Mitsuo Yamashita

Figura 14-Fluxo laminar vazio com as placas de Petri (A); fluxo laminar com reagentes preparados para a inoculação dos fungos Trichoderma (B); autoclave vertical analógica (C); placa de Petri descontaminada (D); e placas de Petri contendo fungos *Trichoderma* (E e F)



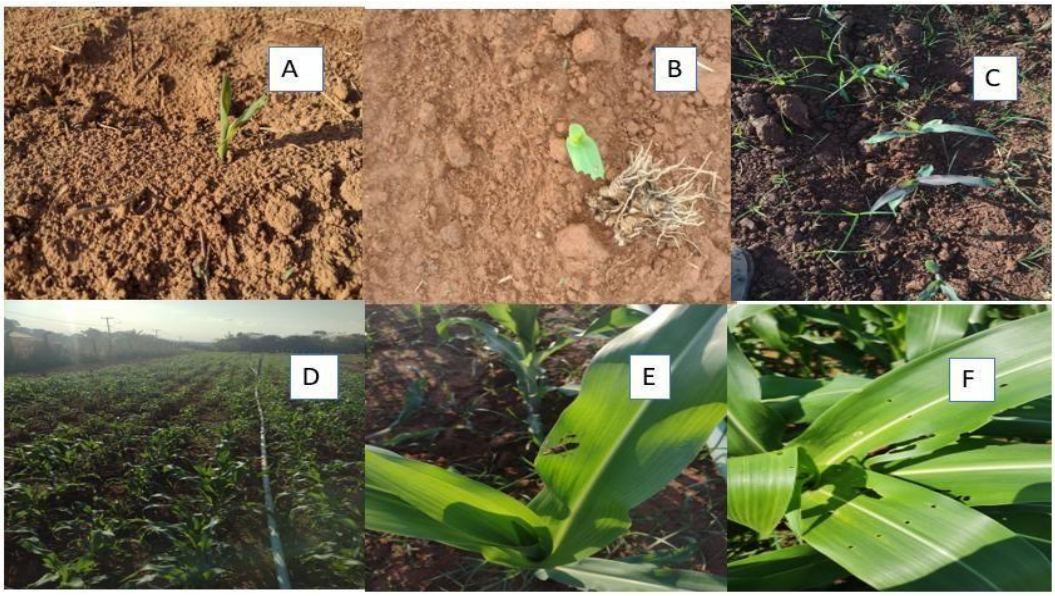
Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

Figura 15-Irrigação A), mini aspersor super 10 amarelo 450 l/h



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

Figura 16-Milho no terceiro dia após o plantio (A); primeiro registro de ataque de formigas (B); milho apresentando deficiência de fósforo (C); milho com 21 dias (D); percevejo-gaúcho (E); ataque da lagarta-do-cartucho (F).



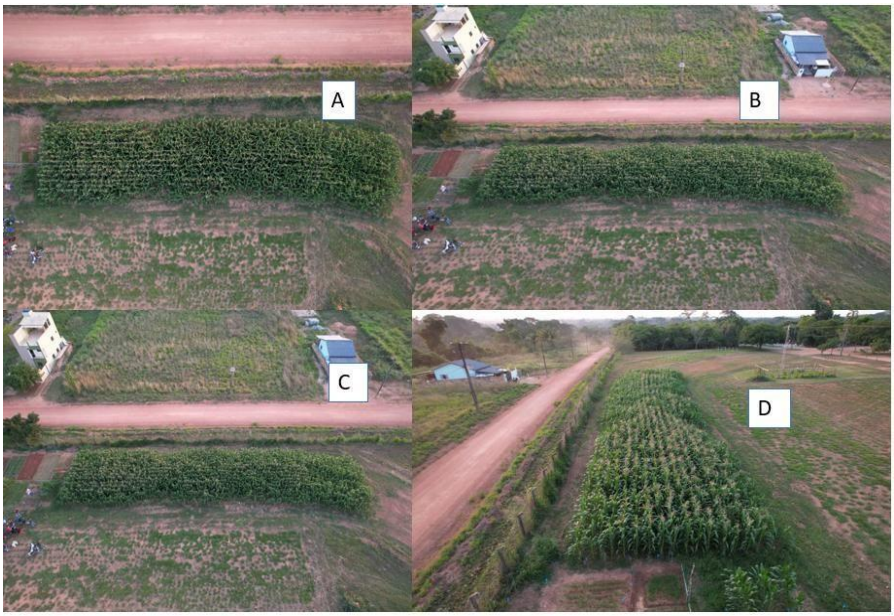
Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

Figura 17-Bomba de Inseticida utilizado (A); ataque da lagarta-do-cartucho (B); deficiência de fósforo (C); percevejo-gaúcho (E e F); primeiro registro de ataque de maritacas no milho (G).



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis (2023)

Figura 18-Imagem aérea registrada por drone durante o período reprodutivo do milho



Fonte:Gabriel Lubian

Figura 20- Separação dos grãos de milho,para fazer análise de nutrientes



Fonte: Fidelino de Jesus dos Reis 2024