



Ocorrência das principais doenças em mudas de *Azelia quanzensis* Welw., *Eucalyptus citriodora* e *Khaya anthotheca* Welw. produzidas no Viveiro Florestal Pulmão Verde, Moçambique - África

Cristina Zamane Mequissene¹, Manuel Ismael Martins^{1,*}
e Leodina Nhalusse Benjamim²

^{1,2} Universidade Zambeze, Faculdade de Engenharia Agronômica e Florestal; EN1- Cidade de Mocuba, Moçambique

* Autor Correspondente: manuelismael.m@gmail.com

Recebido: 06/01/2026; Aceito: 13/04/2026

Resumo: Um dos principais fatores que contribuem para o insucesso na produção de mudas florestais é a sanidade do viveiro. Com o objetivo de avaliar o estado fitossanitário de mudas produzidas no viveiro florestal Pulmão Verde, localizado no distrito de Mocuba, Moçambique, foi conduzido um ensaio no Laboratório de Microbiologia, Fitopatologia e Entomologia Agrícola, nas instalações da Universidade Zambeze – FEAF. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado (DIC), com três tratamentos correspondentes às espécies *Azelia quanzensis* Welw., *Khaya anthotheca* Welw. e *Eucalyptus citriodora*, sendo cada espécie disposta em parcelas contendo 300 plantas. Os parâmetros avaliados incluíram a incidência de doenças em folhas, caule e raízes, a severidade dos sintomas, a identificação dos principais agentes fitopatogênicos e a quantificação das perdas. A análise estatística dos dados foi realizada utilizando o pacote *statistic*, versão 10. A normalidade dos dados foi verificada por meio do teste de Shapiro–Wilk, a homogeneidade das variâncias pelo teste de Levene, e a comparação de médias foi efetuada pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade. Os resultados evidenciaram a presença de microrganismos no solo e nas plantas de todas as espécies analisadas. Os principais agentes identificados foram nematoides, com predominância dos gêneros *Pratylenchus* e *Tylenchus*, além de fungos pertencentes aos gêneros *Fusarium* sp., *Bipolaris* sp., *Alternaria* sp. e *Monilinia* sp. A espécie *Azelia quanzensis* apresentou elevada incidência (40%) e severidade (41%), porém baixa mortalidade (13%) quando comparada às demais espécies. Em contrapartida, *Eucalyptus citriodora* apresentou maior severidade (42%), refletindo em elevada mortalidade (32%) em relação às outras espécies avaliadas.

Palavras-chave: Viveiro florestal, doenças de plantas, *Alternaria*, *Basidiophora*, *Bipolaris*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*.

Occurrence of major diseases in seedlings of *Azelia quanzensis* Welw., *Eucalyptus citriodora*, and *Khaya anthotheca* Welw. produced in the Pulmão Verde Forest Nursery, Mozambique, Africa

Abstract: One of the main factors contributing to failure in forest seedling production is inadequate nursery sanitation. This study aimed to evaluate the phytosanitary status of seedlings produced in the Pulmão Verde forest nursery, located in the Mocuba District, Mozambique. The experiment was conducted at the Laboratory of Microbiology, Phytopathology, and Agricultural Entomology at Universidade Zambeze – FEAF. The experimental design was completely randomized (CRD), with three treatments corresponding to the species *Azelia quanzensis* Welw., *Khaya anthotheca* Welw., and *Eucalyptus citriodora*, each arranged in plots containing 300 plants. The evaluated parameters included disease incidence in leaves, stems, and roots; symptom severity; identification of the main phytopathogenic agents; and quantification of losses. Statistical analyses were performed using *statistix* software, version 10. Data normality was assessed using the Shapiro–Wilk test, homogeneity of variances using Levene’s test, and means were compared using Tukey’s test at a 5% probability level. The results revealed the presence of microorganisms in the soil and in plants of all analyzed species. The main agents identified were nematodes, predominantly from the genera *Pratylenchus* and *Tylenchus*, as well as fungi belonging to the genera

Fusarium sp., *Bipolaris* sp., *Alternaria* sp., and *Monilinia* sp. *Afzelia quanzensis* showed high disease incidence (40%) and severity (41%), but low mortality (13%) compared to the other species. In contrast, *Eucalyptus citriodora* exhibited the highest severity (42%), resulting in high mortality (32%) relative to the remaining evaluated species.

Key-words: Forest nursery, plant diseases, *Alternaria*, *Basidiophora*, *Bipolaris*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*.

1. INTRODUÇÃO

Com a crescente exploração das florestas nativas, seja pela expansão agrícola, pela pecuária extensiva ou pelo aproveitamento direto da madeira, tem-se intensificado a redução da cobertura florestal e a perda de ecossistemas naturais, resultando em processos de degradação e desequilíbrio ambiental (CALDEIRA et al., 2013). A produção de mudas florestais com qualidade adequada para o estabelecimento em campo está condicionada a diversos fatores, destacando-se o manejo da irrigação, da fertilização, bem como o manejo fitossanitário. Tais práticas devem ser ajustadas em função da época do ano, do tipo de recipiente e do substrato utilizado (CIAVATTA et al., 2014). Entretanto, a limitada adoção de boas práticas de manejo por parte dos viveiristas ainda compromete a qualidade das mudas produzidas, resultando em material vegetal com padrão inferior para o plantio em campo e com qualidade fitossanitária comprometida (DEGRANDE et al., 2012).

Segundo Gonçalves (2014), de modo geral, os viveiros florestais utilizam sistemas de monitoramento com o objetivo de subsidiar a tomada de decisão quanto ao controle de doenças. Contudo, ainda não existe um sistema padronizado, tampouco um procedimento plenamente integrado à rotina dos profissionais de produção de mudas, que permita prever com precisão a época de ocorrência das doenças.

Os viveiros florestais, mesmo os mais tecnificados, estão sujeitos à ação de microrganismos patogênicos em função das condições ambientais e do manejo adotado. Devido às suas características, o viveiro reúne um conjunto de condições ambientais associadas à fisiologia do hospedeiro que favorecem a instalação e o desenvolvimento de pragas e doenças. A elevada disponibilidade de água, aliada a condições favoráveis de umidade relativa do ar e temperatura, o uso de substrato esterilizado, a presença de tecidos vegetais tenros, a proximidade entre as mudas e o cultivo contínuo da mesma espécie constituem fatores que predisõem à ocorrência, ao estabelecimento e à disseminação de patógenos, resultando no aumento da incidência e da severidade das doenças (GRIGOLETTI JÚNIOR et al., 2001). Entretanto, diversos aspectos de manejo devem ser considerados com o intuito de impedir ou dificultar a entrada e o estabelecimento de patógenos, tais como a escolha adequada do local, o sombreamento, a irrigação, a drenagem, o tipo e a adubação do substrato, bem como o espaçamento entre as mudas e a rotação de espécies. Esses fatores, quando inadequadamente manejados, podem favorecer a instalação e o desenvolvimento de doenças foliares e radiculares (GRIGOLETTI JÚNIOR et al., 2001).

Para Faria (2013), atualmente um dos principais fatores que contribuem para o insucesso na produção de mudas é a sanidade do viveiro. A incidência de doenças em viveiros clonais tem ocasionado perdas significativas na produção de mudas, resultando em elevados prejuízos aos sistemas de produção.

Com o objetivo de contribuir para o controle da produção de mudas, o emprego de ferramentas fitossanitárias voltadas ao levantamento de não conformidades nos sistemas produtivos tem sido apontado como uma alternativa eficaz para a melhoria dos processos relacionados à produção de mudas na fase de viveiro. No entanto, a aplicação de ferramentas da qualidade no setor florestal ainda é incipiente, o que torna este estudo relevante para a geração de resultados e conhecimentos relacionados ao controle e à padronização de variáveis que influenciam a produção de mudas florestais em viveiro (MONTGOMERY, 2009).

As práticas culturais utilizadas no controle de doenças visam modificar as condições micro e mesoclimáticas e reduzir o nível de inóculo, exercendo influência significativa sobre a incidência e a severidade das doenças, que podem resultar em mortalidade de mudas e perda de qualidade. Diante disso, torna-se necessária a realização do presente estudo, com o objetivo de avaliar o estado fitossanitário de mudas produzidas em viveiro florestal no distrito de Mocuba, Moçambique, visando à geração de informações sobre a incidência e severidade das doenças, a quantificação das perdas e a proposição de estratégias para a minimização da ocorrência de doenças.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Descrição da área de estudo

O estudo foi conduzido no Viveiro Agroflorestal Pulmão Verde, localizado a aproximadamente 10 km do centro da cidade de Mocuba, na província da Zambézia, Moçambique, nas coordenadas geográficas de latitude 16°50' S e longitude 36°59' E (Figura 1). O distrito de Mocuba situa-se na porção central da província da Zambézia, ocupando uma área aproximada de 8.802 km². Limita-se ao Norte com os distritos de Lugela e Errego, a Leste com Maganja da Costa, ao Sul com os distritos de Namacurra e Morrumbala, e a Oeste com o distrito de Milange. Administrativamente, o distrito é constituído por três Postos Administrativos: Mocuba-Sede, Mugeba e Namanjavira, os quais se encontram subdivididos em seis localidades (MAE, 2014).

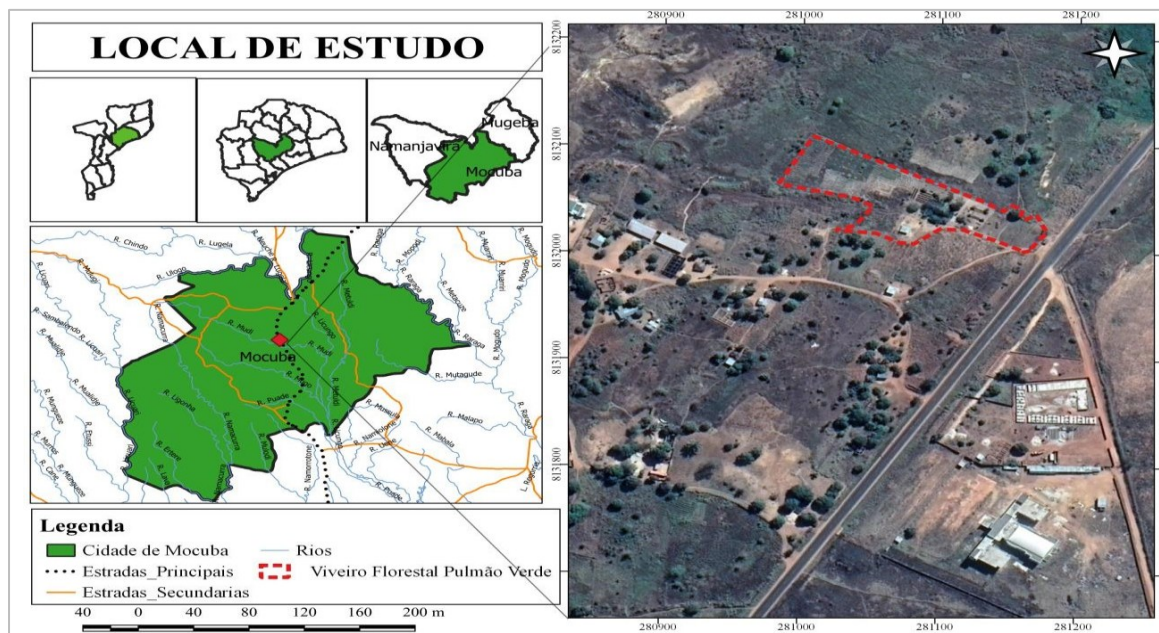


Figura 1. Mapa do local de estudo Fonte: Miquissene, 2022.

O clima predominante no distrito de Mocuba, segundo a classificação climática de Thornthwaite, é do tipo subtropical, sendo influenciado pela Zona de Convergência Intertropical, com precipitação média anual de 1.175 mm. A temperatura média mensal varia entre 20 e 27 °C (máxima de 27 a 35 °C e mínima de 15 a 22 °C), e a amplitude térmica mensal varia de 10 a 16 °C (PEDDM, 2014). O ano divide-se em duas estações distintas: uma quente e chuvosa, que se estende de outubro a abril, período em que os ventos sopram do Índico para a faixa litorânea, com ventos alísios carregados de umidade, sendo responsável por cerca de dois terços da precipitação anual; e uma estação seca e fresca, que ocorre de maio a setembro (MAE, 2014). O relevo do distrito apresenta forma escalonada, elevando-se da planície para os planaltos e destes para as montanhas. Predominam solos vermelhos argilosos, moderadamente profundos. Nas planícies, ocorrem solos argilosos pretos em vales amplos, onde eventualmente predominam condições hidromórficas (MAE, 2014).

2.2. Condução do ensaio e delineamento experimental

O estudo foi conduzido entre os meses de junho e outubro de 2022. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado (DIC), no qual os tratamentos consistiram em três espécies: *Azizelia quanzensis* Welw., *Khaya anthotheca* Welw. e *Eucalyptus citriodora*. Cada tratamento foi constituído por parcelas contendo 300 plantas. As mudas foram produzidas em viveiro florestal, utilizando recipientes do tipo sacos plásticos de polietileno, preenchidos com solo proveniente do próprio viveiro. A irrigação foi realizada manualmente, de acordo com as práticas de manejo adotadas no local. As mudas foram mantidas diretamente sobre o solo, não sendo acondicionadas em bancadas.

2.3. Coleta e demarcação da amostra

Adotou-se um esquema de amostragem sistemática em formato de X, com coletas realizadas ao longo das diagonais da área do viveiro, de modo a garantir a representatividade espacial das unidades amostrais. Cada bloco foi composto por 300 plantas, das quais 10% foram selecionadas de forma aleatória, considerando-se a distribuição das doenças no viveiro. O número total de unidades amostrais foi determinado de forma que o erro de amostragem não excedesse 10%, a um nível de significância de 5%, de acordo com a fórmula para amostragem aleatória proposta por Kershaw et al. (2007).

$$n = \frac{N \cdot t^2 \cdot s^2}{E^2(N - 1) + t^2 \cdot s^2} \quad (1)$$

Onde:

- n = número de unidades amostrais
- t = valor da distribuição t de Student, correspondente ao nível de significância adotado (por exemplo, t ≈ 1,96 para 5%)
- s² = variância da característica avaliada
- E = erro amostral admissível (em proporção ou percentagem, por exemplo 10%)
- N = tamanho total da população (número total de plantas no bloco)

2.4. Isolamento de patógenos radiculares

2.4.1. Método de iscas biológicas

Para o isolamento de fungos do solo pelo método de iscas biológicas, foram utilizadas amostras de solo previamente coletadas na camada superficial, até a profundidade de aproximadamente 5 cm, e acondicionadas em sacos plásticos. De cada amostra, foram retirados 300 g de solo, os quais foram transferidos para placas de Petri previamente esterilizadas. Em seguida, adicionou-se água destilada esterilizada em volume suficiente para proporcionar umidade adequada ao solo, conforme a metodologia descrita por Alfenas e Mafia (2016).

A assepsia das iscas vegetais (folha e caule) consistiu na imersão em álcool a 70% durante 1 minuto, seguida de hipoclorito de sódio a 1% por 30 segundos, e posteriormente enxaguadas em água destilada esterilizada por 1 minuto, com o objetivo de remover o excesso de hipoclorito e evitar interferências no crescimento dos fungos de interesse. Cada amostra de solo foi distribuída em três (3) placas de Petri, constituindo as repetições experimentais. Após a esterilização, as iscas foram cortadas em pequenos fragmentos e dispostas sobre a superfície do solo nas placas, as quais foram incubadas por sete (7) dias à temperatura ambiente (ALFENAS et al., 2007).

2.4.2. Método de peneiramento

A extração de nematoides do solo foi realizada pelo método de peneiramento, utilizando-se a sobreposição de duas peneiras com diferentes aberturas, de 200 e 500 mesh. As amostras de solo, coletadas até a profundidade de 5 cm da superfície, foram inicialmente pesadas e umedecidas em béqueres de 1.800 mL, na proporção de 300 g de solo para 1,5 L de água, seguido de homogeneização manual. A suspensão foi mantida em repouso por aproximadamente 15 segundos para permitir a decantação das partículas mais pesadas. Posteriormente, o sobrenadante foi vertido sobre as peneiras, realizando-se a filtragem por cinco (5) vezes, com o objetivo de obter um sobrenadante mais claro. O material retido na peneira de 500 mesh foi coletado e transferido para placas de Petri, para posterior observação e identificação dos nematoides em microscópio estereoscópico, com aumento de 40×, conforme a metodologia proposta por Jenkins (1964).

2.4.3. Isolamento indireto de patógenos a partir de material vegetal

O isolamento indireto de patógenos a partir de material vegetal foi realizado utilizando folhas, caules e raiz que apresentavam sintomas característicos de doenças. Com o auxílio de uma faca previamente esterilizada, expôs-se a parte interna do tecido afetado, retirando-se pequenos fragmentos da margem das lesões.

Os fragmentos de tecido vegetal foram submetidos à assepsia superficial por imersão em álcool a 70% durante 1 minuto, seguida de hipoclorito de sódio a 1% por 30 segundos, e posteriormente enxaguados em água destilada esterilizada por 1 minuto, com o objetivo de remover o excesso de hipoclorito e evitar interferências no crescimento dos fungos de interesse. Após a desinfestação, os fragmentos foram transferidos assepticamente para meio de cultura apropriado e incubados por 7 dias a 25 °C, conforme metodologia descrita por Alfenas e Mafia (2016).

2.4.4. Determinação da incidência

A incidência das doenças foi determinada com base na proporção de plantas que apresentaram sintomas visuais característicos de infecção, em relação ao número total de plantas avaliadas em cada parcela. As avaliações foram realizadas por meio de inspeção visual, considerando a presença de sintomas em folhas, caule e raízes, de acordo com a metodologia proposta por Ferreira et al. (2012).

A incidência foi expressa em porcentagem (%) e calculada utilizando-se a seguinte fórmula:

$$I (\%) = \frac{N_s}{N_t} * 100 \quad (2)$$

Onde: I = Incidência; N_s = Número de plantas doentes; N_t = Número total de planta avaliadas

A severidade das doenças foi inicialmente estimada com base na porcentagem da área foliar lesionada, obtida por meio de análise digital de imagens utilizando o aplicativo Leaf Doctor. A quantificação das lesões foi realizada de acordo com os critérios estabelecidos na escala diagramática proposta por Ferreira et al. (2012). Posteriormente, os valores individuais de severidade foram utilizados para o cálculo do índice de severidade da doença, conforme o índice de McKinney (1923), permitindo a integração dos dados por espécie.

Escala diagramática: 0 = Sem sintomas; 1 = menos que 1% de área lesionada; 2 = 1 a 5%; 3 = 6 a 15%; 4 = 16 a 33%. Adotada por (FERREIRA et al., 2012).

Equação de índice de McKINNEY (1923)

$$\text{Severidade (\%)} = \left[\frac{\sum(n \times v)}{N \times V} \right] \times 100 \quad (3)$$

Onde: n = número de plantas (ou folhas) em cada classe de severidade; v = valor numérico da classe de severidade (nota atribuída); N = número total de plantas (ou folhas) avaliadas; V = valor máximo da escala de severidade; Σ = somatório

2.5. Análise estatística

A análise estatística foi realizada utilizando o pacote estatístico Statistix 10 versão Trial, sendo os dados previamente organizados no Microsoft Excel, versão 2019. Inicialmente, procedeu-se à verificação da normalidade dos resíduos por meio do teste de Shapiro–Wilk e da homogeneidade das variâncias pelo teste de Levene. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância (teste F) e, quando significativo, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Incidência de doenças

De acordo com o teste de comparação de médias, ao nível de 5% de probabilidade, observou-se variação significativa nos níveis de incidência de doenças com base na sintomatologia foliar entre as espécies avaliadas. A maior incidência foi registrada em *Afzélia quanzenensis* (39,62%), enquanto *Eucalyptus citriodora* apresentou o menor índice (29,45%).

Em relação à incidência de doenças no caule, também foram observadas diferenças entre as espécies. *Afzélia quanzenensis* apresentou os maiores níveis de lesões, com média de 10%, ao passo que *Khaya anthotoca* não apresentou lesões nos caules, registrando média de 0%. Essa diferença foi estatisticamente significativa (Tabela 1).

A Tabela 1 evidencia ainda que a incidência de doenças foi mais elevada nas folhas quando comparada ao caule, independentemente da espécie avaliada. Tal comportamento pode estar associado à natureza dos patógenos envolvidos, bem como ao tipo de irrigação adotado, que foi superficial (por meio de regador). Esse método favorece maior molhamento foliar, criando condições propícias à germinação de esporos de agentes fitopatogênicos e, conseqüentemente, ao desenvolvimento de manchas foliares de caráter necrótico.

Tabela 1. Incidência de doença nas espécies florestais cultivadas em viveiro florestal Pulmão verde

Tratamento	Incidência na folha	Incidência no caule
<i>Afzélia quanzenensis</i>	39,62 A	10,00 A
<i>Khaya anthotoca</i>	32,29 B	0,00 B
<i>Eucalyptus citriodora</i>	29,45 C	3,11 C
CV (%)	2,57	13,51

Médias seguidas pela mesma letra nas colunas não diferem significativamente entre si, pelo teste de Tukey's, a 5% de probabilidade.

A irrigação por aspersão favorece a formação de lâmina de água sobre a superfície foliar, criando condições propícias para o início da infecção e o progresso das doenças, além de contribuir para a disseminação de patógenos por meio do respingo de gotas (NEVES, 2007; GONÇALVES et al., 2008). A elevada umidade relativa do ar intensifica esse processo, sendo considerada um dos principais fatores de risco para a disseminação de inóculo em viveiros florestais (MAFIA et al., 2008).

A maior incidência de lesões no caule observada em *Afzélia quanzenensis* pode estar relacionada às características da espécie e à sua resposta diferencial aos patógenos, uma vez que fatores genéticos e ambientais do hospedeiro influenciam a interação patógeno–hospedeiro (PASCHOLATTI & LEITE, 1995). As plantas apresentam mecanismos naturais de resistência que podem limitar o desenvolvimento das doenças.

Adicionalmente, a incidência de doenças observada nas espécies avaliadas pode estar relacionada ao estado fitossanitário das sementes, as quais podem atuar como fontes de inóculo primário. Essa condição favorece a disseminação dos patógenos e sua consequente transmissão para as plântulas, podendo resultar na morte de mudas. De acordo com Netto e Faiad (1995), a qualidade sanitária das sementes de espécies florestais constitui fator determinante para a germinação, uma vez que patógenos associados às sementes podem ocasionar deterioração, anormalidades e lesões em plântulas. Esses efeitos refletem-se na redução da produção de mudas em viveiros e no aumento dos custos de reflorestamento (SALES, 1992).

Em relação à severidade das doenças, não foi observada diferença significativa entre os graus de severidade das espécies *Afzélia quanzenensis* e *Eucalyptus citriodora*. Ambas apresentaram maiores níveis de severidade quando comparadas à espécie *Khaya anthotoca*, a qual apresentou baixo grau de severidade (Tabela 2).

Os maiores valores de severidade observados em *Azelia quanzensis* e *Eucalyptus citriodora* podem estar associados ao padrão de distribuição das plantas no viveiro. A espécie *Khaya anthotheca* encontrava-se disposta de forma isolada em relação às demais, além de estar sob uma estrutura de proteção com uso de sombrite, o que possivelmente contribuiu para a redução da severidade da doença.

Tabela 2. Severidade de doenças nas espécies florestais cultivadas em viveiro florestal Pulmão verde

Tratamento	Severidade
<i>Eucalyptus citriodora</i>	41,82 A
<i>Azelia quanzensis</i>	41,09 A
<i>Khaya anthotheca</i>	34,33 B
CV (%)	2,80

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si, pelo teste de Tukey's, a 5% de probabilidade.

De acordo com Dias (2010), a ocorrência de doenças em viveiros está associada principalmente a quatro fatores: água, sombreamento, substrato e material propagativo. Em função de suas características, o ambiente de viveiro reúne condições de elevada umidade, sombreamento e proximidade entre mudas, fatores que favorecem a instalação, o desenvolvimento de fungos e a disseminação de doenças fúngicas.

Bedendo (1995) destaca que o ambiente constitui um componente fundamental na interação patógeno–hospedeiro–ambiente, podendo, inclusive, impedir a manifestação da doença, mesmo na presença simultânea do hospedeiro suscetível e do patógeno. Dessa forma, doenças potencialmente altamente destrutivas podem permanecer pouco evidentes ou até não se manifestar quando as condições ambientais não são favoráveis ao seu desenvolvimento.

A análise das amostras de solo revelou a presença de microrganismos fitopatogênicos, incluindo fungos e nematoides. Os gêneros de nematoides fitoparasitas mais comuns encontrados foram *Pratylenchus*, *Tylenchus*, *Radopholus*, *Tylenchulus*, *Helicotylenchus* e *Paratylenchus*, sendo *Pratylenchus* e *Tylenchus* os de maior ocorrência. Também foram identificados nematoides não fitoparasitas, como o bacteriófago *Acrobeles* spp. e omnívoros (*Dorylaimus stagnalis*), de acordo com Figura 2.

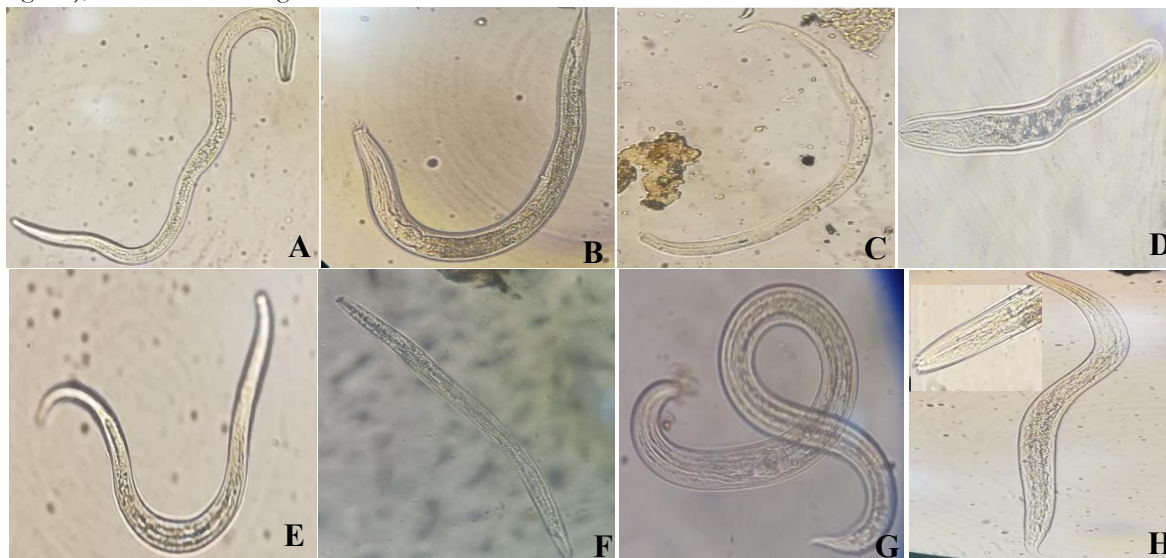


Figura 2. Identificação dos Gêneros de nematoides em amostras de solo: *Pratylenchus* (A), *Acobilbes* spp. (B); *Paratylenchus* morto (C), *Trichodorus* (D), *Tylenchus* (E), *Tylenchulus* (F), *Helicotylenchus* (G), e *Dorylaimus stagnail* (H).

O gênero *Pratylenchus* é um nematoide endoparasito migrador, causador de lesões radiculares necróticas devido a danos mecânicos e à ação de enzimas excretadas, facilitando a colonização por fungos e bactérias (FERRAZ & MONTEIRO, 1995; FERRAZ & BROWN, 2016). *Tylenchus* apresenta estilete delicado com cone correspondendo a 41–50% do comprimento total, glândula esofágica dorsal e bulbo mediano muscular, localizado na primeira metade do esôfago (POPOVICI & CIOBANU, 1997). O gênero *Radopholus* é endoparasito migrador que provoca lesões avermelhadas em raízes e rizomas, podendo levar ao tombamento de plantas, redução do tamanho de cachos e infestação de mudas (FERRAZ & MONTEIRO, 1995).

O gênero *Tylenchulus* parasita principalmente plantas cítricas; os machos não são fitoparasitas, enquanto as fêmeas possuem corpo filiforme e iniciam o parasitismo em células epidérmicas ou subepidérmicas de raízes jovens (FERRAZ & BROWN, 2016). O gênero *Helicotylenchus* são nematoides migradores de estilete curto que se alimentam de pelos radiculares e células epidérmicas; todos os estágios têm corpo fusiforme e, quando mortos pelo calor, assumem forma espiralada, sendo conhecidos como “nematoides espiralados” (FERRAZ & BROWN, 1995). *Trichodorus* causa danos diretos às raízes e pode atuar como vetor de vírus do gênero *Tobravirus*, possuindo estilete

bucal sólido, recurvado, curto (15 µm) e recurvado (FERRAZ & BROWN, 2016). *Acrobeles* spp. são nematoides bacteriófagos de até 1 mm, com protuberâncias características na cabeça e setas labiais que auxiliam na locomoção e alimentação de bactérias do solo, ocorrendo preferencialmente em solos arenosos (ACROBELES, 2012).

A maior ocorrência dos gêneros *Pratylenchus* e *Tylenchus* pode ser explicada pelo fato de que a textura do solo influencia tanto a distribuição quanto a densidade populacional desses nematoides, sendo a maioria das espécies adaptada a solos arenosos, áreas de pastagens e diferentes agroecossistemas. Relatos anteriores verificaram a ocorrência de gênero *Pratylenchus* e *Tylenchus* em diversas áreas naturais, principalmente pastagens, bem como em sistemas agrícolas (POPOVICI & CIOBANU, 1997).

Segundo Ferraz et al. (2016), o gênero *Pratylenchus* ocupa o segundo lugar em termos de impacto econômico mundial entre diferentes culturas agrícolas, sendo superado apenas pelo nematoide de galhas do gênero *Meloidogyne*. Esses nematoides são mais frequentes em regiões de clima tropical, subtropical e temperado. Cruz et al. (2003) observaram a presença de gênero *Pratylenchus* spp. nas raízes de diversas espécies de *Eucalyptus*, incluindo *E. citriodora* e *E. saligna*, mesmo que os níveis populacionais tenham sido relativamente baixos.

Em relação aos gêneros fungos presentes nas amostras de solo, constatou-se a ocorrência dos gêneros *Fusarium* sp. e *Monilinia*. O gênero *Fusarium* sp. apresentou maior ocorrência, sendo detectado em todas as amostras, enquanto *Monilinia* foi encontrado apenas nos solos das espécies *Azelia quanzenis* e *Khaya anthotheca*. O gênero *Fusarium* foi caracterizado por conídios hialinos, hifas septadas e micélio delicado de coloração branca, apresentando microconídios oval-elipsoides, macroconídios e clamidósporos, estruturas de resistência do fungo. Já o gênero *Monilinia* apresentou conídios hialinos dispostos em cadeias, colônias com coloração variando do branco ao alaranjado, margem inteira e micélio aéreo inicialmente escasso, posteriormente formando padrões zonados concêntricos, de acordo com a Figura 3.

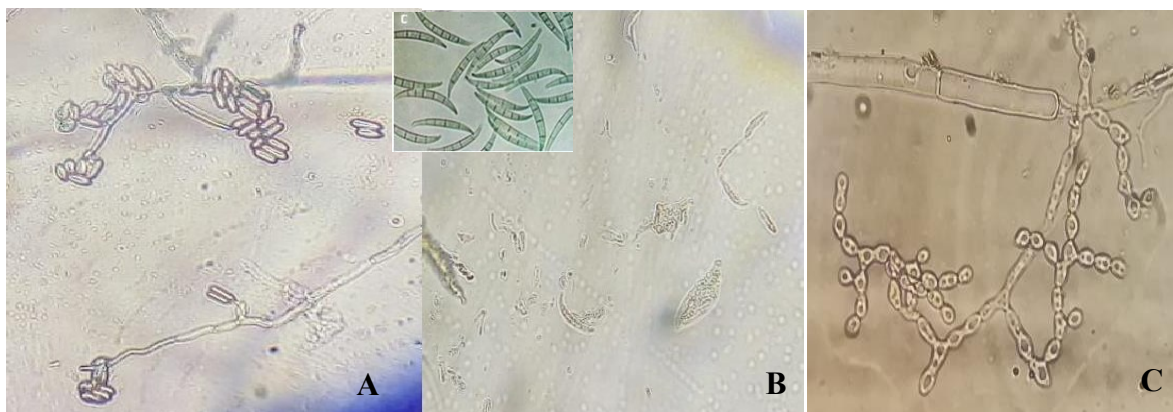


Figura 3. Identificação dos gêneros fungos presentes na amostra de solo. *Fusarium verticillioides* (A), *Fusarium semitectum* (B) e *Monilinia* (C).

A maior ocorrência do gênero *Fusarium* pode estar associada à sua natureza, uma vez que esses fungos habitam naturalmente os solos e podem sobreviver tanto na planta quanto em matéria orgânica do solo, como saprófitas. De acordo com Leslie e Summerell (2006), os fungos do gênero *Fusarium* constituem um grupo cosmopolita, sendo comum sua presença em solos e causadores de necrose radicular em diversas culturas agrícolas.

Segundo Martín-Pinto e Pajares Díez (2008), as espécies desse gênero apresentam ampla distribuição mundial e são bem conhecidas como agentes patogênicos em viveiros, causando sintomas de pré e pós-emergência, damping-off e redução da germinação de sementes em coníferas. Estudos desses autores relataram tombamento de mudas de *Pinus* negra na pós-emergência, causado por *Fusarium verticillioides* e *Fusarium oxysporum*, com mortalidade de 65,6% e 61,3%, respectivamente. De forma semelhante, Lazarotto et al. (2010) verificaram que *Fusarium* sp. foi patogênico em mudas de paineira (*Ceiba speciosa*), ocasionando tombamento e podridão radicular.

O gênero *Monilinia* é conhecido por causar a podridão-parda em plantas. Sua presença no solo pode ser explicada por contaminação prévia do solo ou pela presença de frutíferas possivelmente infectadas dentro do viveiro, o que favorece a disseminação do fungo. O inóculo pode ser introduzido no viveiro através do solo ou substrato dos recipientes, na forma de conídios, fragmentos de hifas ou estruturas de resistência dos fungos. Salpicos de solo aderido a folhas e hastes de estacas provenientes do campo também representam fonte de inóculo. A presença de frutos infectados, presos à planta ou sobre o solo, constitui importante fonte de inóculo secundário para novas infecções (HONG et al., 1997). Além disso, os ascósporos hialinos e elípticos são dispersos pelo vento, funcionando como inóculo primário da doença (OGAWA et al., 1995).

Em relação às análises de caule e raízes, constatou-se a ocorrência dos gêneros *Bipolaris* sp. e *Fusarium* sp. no caule e nas raízes das mudas da espécie *Azelia quanzenis* (Figura 4). Não houve registro de microrganismos nas raízes e caules das espécies *Khaya anthotheca* e *Eucalyptus citriodora*.

O gênero *Bipolaris* sp. caracterizou-se por conidióforos de coloração marrom, hifas septadas e produção de conídios multicelulares, pigmentados e com germinação bipolar. Nos caules, o fungo causou lesões marrons avermelhadas, que posteriormente se tornaram escuras ou negras. Já o gênero *Fusarium* sp. provocou escurecimento nas extremidades das raízes, associado ao surgimento de lesões necróticas.

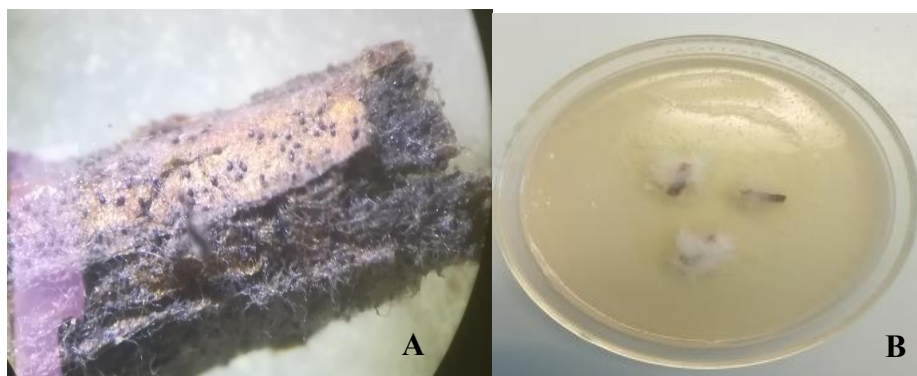


Figura 4. Estrutura fungica de *Bipolaris* no caule (A); micélio de *Fusarium* na raiz (B).

De acordo com Krugner et al. (1970), espécies de *Fusarium* sp. podem estar associadas à podridão de raízes em viveiros, levando à morte de mudas, especialmente em raízes nuas ou quando se utiliza substrato contaminado.

Segundo Alfenas et al (2016), a umidade, solos encharcados e alta umidade relativa do ar são condições que favorecem o tombamento causado por patógenos em geral. A composição do substrato também influencia a ocorrência de doenças, uma vez que seu teor de matéria orgânica pode servir como fonte de inóculo para os patógenos.

Zambolim e Vale (2005) relatam a ocorrência de podridão de raízes ou fusariose na cultura do café, destacando sua expansão em viveiros e campos de produção no Brasil. Dados apresentados por Vargas (2020) indicam que diferentes isolados de *Fusarium* sp. em mudas de *Ilex paraguariensis* (erva-mate) resultaram em incidência de fusariose de até 100% nas médias, causando mortalidade de até 67% das mudas.

Nas análises das amostras de folhas, constatou-se a presença dos gêneros *Fusarium* sp., *Drechslera* sp. e *Alternaria* sp (Figura 5). O gênero *Fusarium* foi observado em todas as espécies, enquanto *Drechslera* sp. foi identificado nas folhas de *Khaya anthotheca* e *Alternaria* sp. apenas em *Azelia quanzensis*. O gênero *Fusarium* ocasionou sintomas típicos de amarelecimento e murcha progressiva da parte aérea, podendo levar à morte das plantas, além de manchas foliares castanhas que coalescem formando áreas necróticas. O fungo apresenta micélio delicado de coloração branca, microconídios oval-elipsoides, macroconídios multisseptados e clamidósporos, que funcionam como estruturas de resistência.

Alternaria ocasionou lesões necróticas pardo-escuras, com anéis concêntricos e bordas bem definidas. O fungo caracteriza-se por conídios grandes em forma de pera, de coloração marrom, com septos longitudinais. O gênero *Bipolaris* foi identificado com base na sintomatologia foliar, apresentando pequenas lesões elípticas de coloração marrom que coalescem em grandes áreas do limbo foliar, prejudicando a fotossíntese. O gênero *Basidiophora* caracterizou-se pela presença de esporângios formados no ápice das ramificações dos esporangióforos.

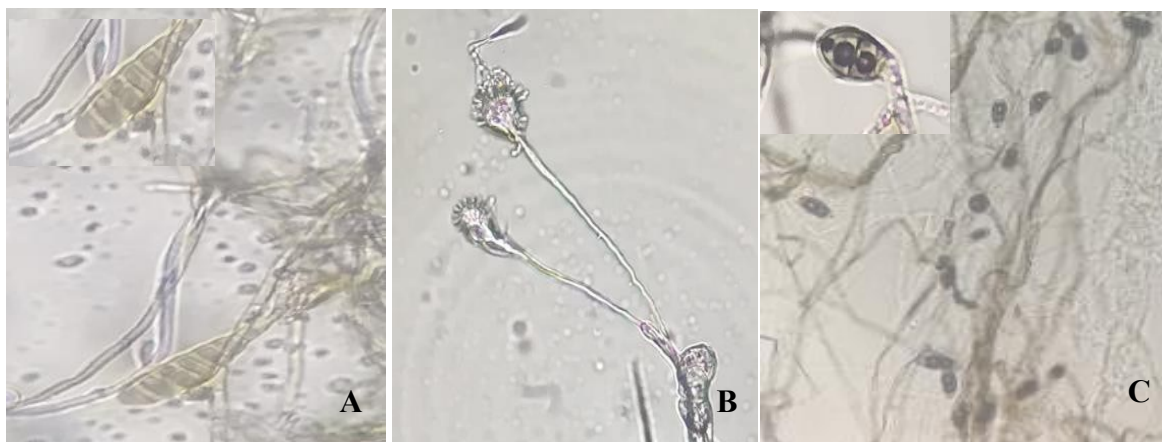


Figura 5. Fungo *Alternaria* sp. (A), Oomycete *Basidiophora* (B), Fungo *Bipolaris* sp. (C).

A maior ocorrência do gênero *Fusarium* nas plântulas pode ser atribuída ao fato de que o viveiro utiliza como substrato o próprio solo da área, muitas vezes com estrutura deficiente e elevada contaminação, o que facilita a disseminação do inóculo para a parte aérea, especialmente durante o processo de irrigação. Além disso, *Fusarium* é um fungo que habita naturalmente os solos e pode sobreviver tanto nas plantas quanto na matéria orgânica do solo, atuando como saprófita.

A ocorrência do gênero *Bipolaris* sp. nas folhas pode estar associada à sua natureza, uma vez que se trata de um fungo causador de doenças foliares, como manchas necróticas, favorecido por alta umidade e baixa ventilação,

especialmente durante a fase de produção de mudas. Espécies do gênero *Bipolaris* são fungos fitopatogênicos amplamente distribuídos, ocorrendo principalmente em regiões tropicais e subtropicais e associadas, sobretudo, a gramíneas e outras culturas. Esses fungos causam, principalmente, manchas foliares e outras doenças em diferentes hospedeiros, podendo também ocorrer em sementes e tecidos vegetais diversos. O desenvolvimento do patógeno é favorecido por condições ambientais de elevada umidade e temperaturas moderadas a altas, sendo mais frequente em ambientes quentes e úmidos, onde atuam frequentemente como patógenos oportunistas (MANAMGODA et al., 2014; DELA PAZ et al., 2006). O gênero *Basidiophora* inclui fungos causadores de doenças como míldios. Segundo Amorim et al. (2011), sua sobrevivência ocorre por meio de esporos presentes em folhas, frutos e ramos mortos.

Observou-se uma mortalidade significativa de mudas em todas as espécies avaliadas, sendo que *Eucalyptus citriodora* apresentou a maior taxa de mortalidade (32%), enquanto a menor foi registrada em *Khaya anthotheca* (12%) (Tabela 3). A maior mortalidade observada em *Eucalyptus citriodora* pode estar associada ao elevado grau de severidade da doença nessa espécie (41,82%), além do intenso ataque do fungo do gênero *Fusarium*, identificado como o de maior ocorrência tanto em amostras de solo quanto em folhas.

Tabela 3: Mortalidade de mudas nas espécies em estudo

Tratamento	Mortalidade de mudas
<i>Eucalyptus citriodora</i>	32,10 A
<i>Khaya anthotheca</i>	20,36 B
<i>Afzelia quanzensis</i>	12,88 C
CV (%)	3,70

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si, pelo teste de tukey, a 5% de probabilidade.

De Cal et al. (1997) afirmam que a murcha causada por gênero *Fusarium* em plantas infectadas na fase de mudas geralmente se manifesta inicialmente pelo amarelecimento das folhas, evoluindo para murcha progressiva que pode levar à morte das plantas. Grigoletti Júnior et al. (1997), em estudo realizado em viveiros nos estados do Paraná e Rio Grande do Sul, constataram perdas de 10% das plântulas ainda nas sementeiras e de 11,8% das mudas transplantadas, decorrentes da incidência de murcha de *Fusarium* e damping-off.

Além disso, OLD et al. (2000) relataram a ocorrência de murcha causada por *Fusarium* em viveiros de eucalipto na Tailândia, resultando em danos severos e mortalidade de mudas superior a 75%.

4. CONCLUSÕES

Os microrganismos patogênicos estiveram presentes tanto nas amostras de solo quanto nas plantas coletadas no viveiro, evidenciando seu potencial impacto sobre o desenvolvimento das mudas. Embora a espécie *Afzelia quanzensis* tenha apresentado elevada incidência e severidade de patógenos, sua mortalidade foi relativamente baixa, sugerindo algum grau de resistência ou tolerância aos agentes estudados.

O fungo do gênero *Fusarium* sp. destacou-se como o patógeno de maior ocorrência, presente em amostras de solo e folhas, sendo associado à maior mortalidade de mudas observada na espécie *Eucalyptus citriodora*. Além da ação fúngica, a mortalidade das mudas no viveiro também pode estar relacionada à presença de fitonematoides, evidenciando a importância da interação entre diferentes agentes patogênicos na redução da produtividade das mudas. Estes resultados reforçam a necessidade de manejo integrado de microrganismos patogênicos e fitonematoides em viveiros, incluindo práticas de saneamento do solo, escolha adequada de substratos e monitoramento contínuo da saúde das mudas, como estratégias essenciais para a produção de plantas mais saudáveis e resistentes.

5. AGRADECIMENTOS

Expressemos nossos sinceros agradecimentos à Universidade Zambeze, especialmente à Faculdade de Engenharia Agrônoma e Florestal, pela disponibilização de equipamentos, reagentes e infraestruturas essenciais à execução desta pesquisa. Registramos, igualmente, nossa gratidão aos colegas dos Departamentos de Engenharia Agrônoma e Engenharia Florestal, aos técnicos de laboratório e a todos os colaboradores que, de maneira direta ou indireta, contribuíram para a concretização e o êxito deste trabalho.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACROBELES. *Acrobeles* spp. 2012. Disponível em: <https://www.wur.nl/en/Research-Results/Chair-groups/Plant-Sciences/Laboratory-of-Nematology/Nematode-in-the-picture/Nematode-Pictures/Acrobeles.htm>. Acesso em: 07/10/2024.
- ALFENAS, A. C.; FERREIRA, F. A.; MAFIA, R. G.; GONÇALVES, R. C. Isolamento de fungos fitopatogênicos. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em fitopatologia**. Viçosa, MG: UFV, 2016. p. 55–90.

- ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.; et al. Isolamento de fungos fitopatogênicos. In: **Técnicas de isolamento em fitopatologia**. Viçosa, MG: UFV, 2007.
- AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; et al. **Doenças de plantas tropicais**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011.
- BEDENDO, I. P. Ambiente e doença. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.). **Manual de fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres, v1, p. 409-419, 1995.
- CALDEIRA, M. V. W.; DELARMELINA, W. M.; FARIA, J. C. T.; JUVANHOL, R. S. Substratos alternativos na produção de mudas de *Chamaecrista desvaucii*. **Revista Árvore**, v. 37, n. 1, p. 31–39, 2013. DOI: 10.1590/S0100-67622013000100004.
- CIAVATTA, C.; PEREIRA, D. F.; RODRIGUES, E. A.; BORSATO, A. V.; LOPES, J. L. W.; COSTA, R. V. Influência do substrato e do volume de recipiente na qualidade de mudas de *Cabralea canjerana* (Vell.) Mart. **Ciência Florestal**, v. 24, n. 4, p. 869–880, 2014.
- CRUZ, M. C.; OTOBONI, C. E. M.; FERREIRA, R. V.; GOULART, S. L. Ocorrência de nematoides em genótipos de *Eucalyptus* e *Pinus caribaea*. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 2, n. 4, p. 1–3, 2003.
- DE CAL, A.; PASCUAL, S.; MELGAREJO, P. Infectivity of chlamydospores vs microconidia of *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* on tomato. **Journal of Phytopathology**, v. 145, n. 5-6, p. 231–233, 1997. DOI: 10.1111/j.1439-0434.1997.tb00391.x.
- DEGRANDE, A.; TADJO, P.; TAKOUTSING, B.; ASAAH, E.; TSOBENG, A.; TCHOUNDJEU, Z. Getting trees into farmers' fields: success of rural nurseries in distributing high quality planting material in Cameroon. **Small-Scale Forestry**, v. 12, n. 3, p. 403–420, 2012. DOI: 10.1007/s11842-012-9220-4
- DELA PAZ, M. A. G.; GOODWIN, P. H.; RAYMUNDO, A. K.; ARDALES, E. Y.; VERA CRUZ, C. M. Phylogenetic analysis and conditions affecting conidial germination of *Bipolaris oryzae*. **Plant Pathology**, v. 55, p. 756–765, 2006
- DIAS, R. M. Fatores associados à ocorrência de doenças em viveiros florestais. **Floresta e Ambiente**, v. 17, n. 4, p. 498–505, 2010.
- FARIA, J. M. R. C. **Severidade e controle da bacteriose foliar em mudas de *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* em função do nível tecnológico do viveiro**. 2013. 45 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu.
- FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus, AM: Norma Editora, 2016.
- FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematóides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. São Paulo: Agronômica Ceres, p. 195–201, 1995.
- FERREIRA, J. B.; NASCIMENTO, G. O. N.; NEVES, Y. Y. B.; GOMES, F. A. Levantamento de doenças e avaliação da incidência e severidade da mancha branca (*Cercospora caribaea*) em mudas de *Eucalyptus* na região do Alto Juruá, Acre. **Enciclopédia Biosfera**, v. 8, n. 14, p.2012.
- GONÇALVES, R. C. **Monitoramento de doenças em viveiros florestais**. In: Sanidade florestal. Viçosa, MG: UFV, 2014.
- GONÇALVES, R. C.; LAU, D.; OLIVEIRA, J. R.; MAFFIA, L. A.; CASCARDO, J. C. M.; ALFENAS, A. C. Etiology of bacterial leaf blight of eucalyptus in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n. 3, p. 180–188, 2008. DOI: 10.1590/S1982-56762008000300002
- GRIGOLETTI JÚNIOR, A.; AUER, C. G.; SANTOS, A. F.; et al. **Doenças em viveiros florestais: diagnóstico e controle**. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2001.
- GRIGOLETTI JÚNIOR, A.; AUER, C. G.; SANTOS, A. F.; et al. Murcha de *Fusarium* em viveiros florestais. **Fitopatologia Brasileira**, v. 22, n. 1, p. 8–15, 1997.
- HONG, C. X.; MICHAILIDES, T. J.; MORGAN, D. P. Dissemination of *Monilinia* spp. in nursery production systems. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 9, p. 999–1004, 1997.
- JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v.48, n.9, p. 692, 1964.
- KERSHAW, J. A.; DUCEY, M. J.; BEERS, T. W.; HUSCH, B. **Forest mensuration**. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, 2007.
- KRUGNER, T. L.; CARDOSO, R. M.; KIMATI, H. Podridão radicular causada por *Fusarium* spp. **Bragantia**, v. 29, n. 3, p. 365–372, 1970.

- LAZAROTTO, M.; MUNIZ, M. F. B.; SANTOS, A. F. Detecção, transmissão, patogenicidade e controle químico de fungos em sementes de *Ceiba speciosa*. **Summa Phytopathologica**, v. 36, n. 2, p. 134–139, 2010. DOI: 10.1590/S0100-54052010000200005
- LESLIE, J. F.; SUMMERELL, B. A. **The Fusarium laboratory manual**. Ames, IA: Blackwell Publishing, 388p, 2006.
- MAE. **Perfil do distrito de Mocuba**. Maputo: Ministério da Administração Estatal, 2014.
- MAFIA, R. G.; ALFENAS, A. C.; FERREIRA, E. M.; MACHADO, P. S.; BINOTTI, D. H. B.; LEITE, F. P.; SOUZA, F. L. Reuse of untreated irrigation water as a vehicle of inoculum of pathogens in eucalyptus clonal nursery. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n. 2, p. 96–102, 2008. DOI: 10.1590/S1982-56762008000200003.
- MANAMGODA, D. S.; CAI, L.; MCKENZIE, E. H. C.; CROUS, P. W.; MADDOCK, S.; et al. The genus *Bipolaris*. **Studies in Mycology**, v. 79, p. 221–288, 2014.
- MARTÍN-PINTO, P.; PAJARES, J.; DÍEZ, J. Pathogenicity of *Fusarium verticillioides* and *Fusarium oxysporum* on *Pinus nigra* seedlings in northwest Spain. **Forest Pathology**, v. 38, n. 2, p. 78–82, 2008. DOI: 10.1111/j.1439-0329.2007.00522.x.
- McKINNEY, H. H. Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings by *Helminthosporium sativum*. **Journal of Agricultural Research**, v. 26, p. 195–218, 1923.
- MONTGOMERY, D. C. **Introdução ao controle estatístico da qualidade**. Rio de Janeiro, RJ: LTC, 17p, 2009.
- NETTO, D. A. M.; FAIAD, M. G. R. Sanidade de sementes florestais. In: **Patologia de sementes florestais**. Brasília, DF: Embrapa, 1995.
- NEVES, D. A. **Condições favoráveis à mancha foliar causada por *Xanthomonas axonopodis* em eucalipto**. 2007. 33 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) — Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2007. Disponível em: <https://locus.ufv.br/items/c2dd4fa2-726c-499c-bbcb-4a75c7907f9f>. Acesso em: 05/07/2024.
- OGAWA, J. M.; ZEHR, E. I.; BIRD, G. W.; RITCHIE, D. F.; URIU, K.; UYEMOTO, J. K. (Eds.) **Compendium of stone fruit diseases**. St. Paul, MN: APS Press, 1995. 98 p. ISBN: 9780890541746
- OLD, K. M.; SEE, L. S.; SHARMA, J. K.; YUAN, Z. Q. **Manual of diseases of tropical acacias in Australia, South-East Asia and India**. Bogor, Indonesia: Center for International Forestry Research (CIFOR), 2000. 104 p. DOI: 10.17528/cifor/000639.
- PASCHOLATTI, S. F.; LEITE, B. Hospedeiro: mecanismos de resistência. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de Fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. cap. 22, p. 417–453.
- POPOVICI, L.; CIOBANU, M. A root-lesion nematode found infesting eucalyptus tree in Brazil. **Plant Disease Reporter**, v. 51, n. 9, p. 791, 1997.
- SALES, F. C. V. **Patologia de sementes florestais**. Piracicaba, SP: FEALQ, 1992.
- VARGAS, L. C. **Patogenicidade e identificação de espécies de *Fusarium* associadas a raízes de plantas com fusariose e sementes em erva-mate**. 2020.f. Dissertação. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, p22-28, 2020.
- WARWICK, D. R. N.; LEAL, E. C.; RAM, C. Doenças do coqueiro. In: FERREIRA, J. M. S.; WARWICK, D. R. N.; SIQUEIRA, L. A. **A cultura do coqueiro no Brasil**. 2. ed. rev. e ampl. Brasília, DF: Embrapa-SPI; Aracaju: Embrapa-CPATC, 1998. p. 259–292.
- ZAMBOLIM, L.; VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, E. M. **Doenças do cafeeiro**. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v. 2, p. 131–170.