



FACULDADE DE AGRONOMIA E ENGENHARIA FLORESTAL
DEPARTAMENTO DE PROTECÇÃO VEGETAL

LICENCIATURA EM ENGENHARIA AGRONÓMICA

PROJECTO FINAL

**Avaliação do Estado de Contaminação De Sementes De Arroz
(*Oryza sativa* L.) Por Fungos na Província de Gaza**



Autora:
Naida Mohomede

Supervisor:
Prof. Doutor João Bila, PhD

Co-supervisor:
Eng. Amândio Muthambe, Msc

Maputo, Outubro de 2025

**Avaliação do Estado de Contaminação De Sementes De Arroz (*Oryza sativa*
L.) Por Fungos na Província de Gaza**

Autora:

Naida Mohomede

Supervisor:

Prof. Doutor João Bila, PhD

Co-supervisor:

Eng. Amândio Muthambe, Msc

Naida Mohomede

Projecto Final submetido ao Departamento de Protecção Vegetal da Faculdade de Agronomia e Engenharia Florestal-UEM, em cumprimento dos requisitos exigidos para obtenção do grau académico de licenciada em Engenharia Agronómica, sob a supervisão do Prof. Doutor João Bila (PhD) e do Eng. Amândio Muthambe (Msc).

Maputo, Outubro de 2025

DECLARAÇÃO DE HONRA

Declaro por minha honra que o presente trabalho de culminação do curso para obtenção do grau de licenciatura em Engenharia Agronómica, é da minha autoria, nunca foi apresentado na sua essência para quaisquer fins e, constitui o resultado da minha investigação, estando indicadas no texto e na bibliografia as fontes utilizadas para a sua realização.

Autora

(Naida Mohomede)

Data: ____/____/2025

Por ser verdade, confirmo que este trabalho foi realizado pelos candidatos sob minha supervisão.

Supervisor

(Prof. Doutor João Bila, PhD)

Data: ____/____/2025

Co-supervisor

(Eng. Amândio Muthambe, Msc)

Data: ____/____/2025

DEDICATÓRIA

Dedico

Aos meus pais, **Momade Amino Mohomede (em memória)** e **Rosalma Gulamo Da Conceição Lacá**, com um carinho especial à minha querida mãe, cuja força e dedicação sempre inapriraram-me a persistir e nunca desistir dos meus sonhos. Sua motivação inabalável foi fundamental para que eu chegasse até aqui.

Aos meus avós, irmãos, tios e primos, que estiveram ao meu lado em cada passo dessa jornada, oferecendo apoio, amor e encorajamento, especialmente nos momentos mais desafiadores.

AGRADECIMENTOS

Com todo o meu coração, expresso minha profunda gratidão:

A **Allah**, o Todo-Poderoso e Misericordioso, pelo dom da vida, pela força e pela saúde que me permitiram chegar até aqui.

Ao meu querido pai, **Momade Amino Mohomede (em memória)**, que, enquanto esteve presente, fez de tudo para garantir que eu recebesse uma boa educação, cultivasse o respeito e os valores que me guiam até hoje.

À minha amada mãe, **Rosalma Lacá**, por dar continuidade a essa missão com coragem e determinação. Mesmo nos momentos de dor, manteve-se forte e persistente, sempre lutando para que eu alcançasse meus objetivos. Sua resiliência e amor incondicional foram essenciais nesta caminhada.

Aos meus supervisores, **João Bila** e **Amândio Muthambe**, pela dedicação incansável, pelos valiosos ensinamentos e orientações ao longo da minha formação e na elaboração deste projecto. Agradeço pela paciência, pelo tempo investido, pelo apoio constante e pela disponibilização dos materiais necessários, assim como pelo incentivo que tanto me motivou nesta jornada.

À **Faculdade de Engenharia Agronômica da Universidade Eduardo Mondlane**, por me proporcionar a oportunidade de fazer parte desta grande família acadêmica. Agradeço a todos os docentes e técnicos de laboratório pelos ensinamentos, pela paciência e por toda a contribuição essencial ao meu crescimento profissional e pessoal.

Aos meus irmãos **Suznila, Nilton, Adila, Ivandro e Yuran**, por toda a motivação, encorajamento e apoio incondicional ao longo desta jornada.

À minha mãe, à minha irmã **Suznila Mohomede** e ao meu primo **Fayaz Hamide**, pelo suporte financeiro que tornou possível a realização da minha trajetória acadêmica.

Ao meu marido, **Márcio Pereira**, por estar sempre ao meu lado, me apoiar, me inspirar e me motivar a nunca desistir dos meus sonhos.

Ao meu filho, **Ander Mohomede Pereira**, minha maior fonte de motivação, que me dá forças para seguir em frente e nunca desistir.

Aos meus colegas, com um carinho especial às minhas companheiras **Crisolde Castro, Márcia Mucache, Márcia Eugénio, Angélica Ngale e Fernanda Chissano**, pelo apoio, pela troca de

experiências e conhecimentos, e por tornarem os desafios mais leves e os momentos difíceis mais fáceis de superar.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para esta caminhada e sempre torceram pelo meu sucesso, deixo aqui a minha mais sincera gratidão. **Muito obrigada! Serei eternamente grata por tudo.**

RESUMO

A contaminação fúngica de sementes de arroz (*Oryza sativa* L.) constitui um desafio para a produção e a segurança alimentar, sendo escassas as informações sobre este problema na província de Gaza. O presente estudo teve como objetivo avaliar o estado de contaminação de sementes de arroz por fungos em três distritos da província (Chókwè, Chongoene e Manjacaze). Especificamente, avaliou-se o estado fitossanitário das sementes com base em parâmetros visuais (sementes com manchas, sementes ocas, presença de insetos e micélio), identificaram-se as espécies de fungos associadas e determinaram-se os níveis de contaminação fúngica entre os distritos. Foram coletadas 20 amostras de aproximadamente 1 kg cada, provenientes de pequenos produtores locais, representando diferentes variedades cultivadas na região. As amostras foram submetidas ao método de redução manual e incubadas em câmara húmida, sendo posteriormente observadas sob lupa e microscópio no laboratório de Fitopatologia da Universidade Eduardo Mondlane. Para a identificação dos fungos, utilizou-se a técnica de câmara húmida e cultura em lâmina, permitindo observar as estruturas morfológicas características de cada espécie. Os resultados revelaram variação nos níveis de contaminação entre os distritos. As frequências de grãos com manchas foram de 20%, 18% e 9% para Manjacaze, Chókwè e Chongoene, respetivamente, enquanto as de grãos vazios foram de 12%, 8% e 5%. Em todas as amostras observou-se ainda a presença de sementes ocas, insetos e micélio visível. Foram identificadas oito espécies principais de fungos: *Fusarium sp.*, *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Penicillium chrysogenum*, *Rhizopus sp.*, *R. stolonifera*, *Alternaria sp.* e *Microdochium oryzae*. A ANOVA seguida do teste de Tukey (5%) revelou diferenças significativas entre distritos, com maior contaminação em Manjacaze, valores intermédios em Chókwè e menor em Chongoene. Conclui-se que a contaminação está associada às condições ambientais e às práticas pós-colheita, reforçando a necessidade de boas práticas agrícolas, armazenamento adequado e monitorização fitossanitária.

Palavras-chave: arroz, Contaminação fúngica, Gaza, *Aspergillus flavus*, *Fusarium sp.*

ABSTRACT

Fungal contamination of rice seeds (*Oryza sativa* L.) represents a major challenge to production and food security, with limited information available on this issue in Gaza Province. This study aimed to evaluate the level of fungal contamination in rice seeds from three districts of the province (Chókwè, Chongoene, and Manjacaze). Specifically, the study assessed the phytosanitary condition of the seeds based on visual parameters (discoloured grains, empty grains, presence of insects and mycelium), identified the associated fungal species, and determined the levels of fungal contamination among districts. A total of 20 samples of approximately 1 kg each were collected from small local producers, representing different rice varieties cultivated in the region. The samples were subjected to the manual reduction method and incubated in a moist chamber, followed by observation under a stereomicroscope and microscope at the Plant Pathology Laboratory of Eduardo Mondlane University. Fungal identification was performed using moist chamber and slide culture techniques, allowing observation of the morphological structures characteristic of each species. Results revealed variation in contamination levels among districts. The frequency of discoloured grains was 20%, 18%, and 9% for Manjacaze, Chókwè, and Chongoene, respectively, while empty grains accounted for 12%, 8%, and 5%. All samples also showed the presence of hollow seeds, insects, and visible mycelium. Eight main fungal species were identified: *Fusarium* sp., *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Penicillium chrysogenum*, *Rhizopus* sp., *R. stolonifera*, *Alternaria* sp., and *Microdochium oryzae*. ANOVA followed by Tukey's test (5%) revealed significant differences among districts, with higher contamination in Manjacaze, intermediate levels in Chókwè, and lower in Chongoene. It is concluded that fungal contamination is associated with environmental conditions and post-harvest handling practices, highlighting the need for good agricultural and storage practices and continuous phytosanitary monitoring.

Keywords: Rice, Fungal contamination, Gaza, *Aspergillus flavus*, *Fusarium* sp.

Índice	
DECLARAÇÃO DE HONRA	i
DEDICATÓRIA	ii
AGRADECIMENTOS	iii
ABSTRACT	vi
LISTA DE FIGURAS	ix
LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE ABREVIATURAS	x
I. INTRODUÇÃO	1
1.1. Contextualização	1
1.2. Problema de Estudo e Justificação	2
1.3. Objectivos	4
1.3.1. Objectivo geral	4
1.3.2. Objectivos específicos:	4
1.4. Questões de estudo:	4
II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	5
2.1. Generalidades	5
2.1.2. Micoflora de grãos armazenados de Arroz	6
2.2. Os fungos	7
2.2.1. Características gerais dos fungos	7
2.2.2. Reprodução e ciclo de vida dos fungos	8
2.2.3. Doenças fúngicas em plantas	8
2.2.4. Relações patógeno-hospedeiro	9
2.2.5. Ciclo das Relações Patógeno–Hospedeiro	10
2.2.6. Perdas devido a doenças causadas por fungos associados a semente de Arroz	11
2.2.7. Importância ecológica e econômica dos fungos	12
2.3. Principais factores que influenciam o desenvolvimento fúngico	12
2.3.1. Humidade	12
2.3.2. Temperatura	13
2.3.3. Actividade de água (aw)	14
2.3.4. Condições físicas do grão	14
2.3.5. Atmosfera favorável	14
2.3.6. pH	15
2.4. Legislação sobre os fungos	15
2.5. Armazenamento de Arroz e Controle da Contaminação Fúngica em Moçambique	17
2.6. Amostragem de sementes para análise em laboratório	18

2.6.1.	Importância dos testes de sanidade.....	18
2.6.2.	Método de redução manual.....	18
2.6.3.	Método de câmara húmida.....	19
2.6.4.	Método de cultura em lâmina	19
2.7.	Variedades de arroz em Moçambique	20
2.8.	Práticas de Maneio para Controle de Contaminação Fúngica em Sementes de Arroz 21	
2.8.1.	Tratamento de Sementes	21
2.8.2.	Maneio de Restos Culturais.....	21
2.8.3.	Controle Químico	22
2.8.4.	Secagem e Armazenamento Adequados	22
2.8.5.	Higienização de Unidades de Armazenamento.....	22
2.8.6.	Uso de Variedades Resistentes	22
III.	MATERIAIS E MÉTODOS	23
3.1.	Descrição da área de estudo.....	23
3.2.	Procedimento de amostragem.....	24
3.3.	Obtenção da amostra de trabalho.....	25
3.4.	Inspecção à seco/ análise fitossanitária	26
3.5.	Identificação e quantificação de incidência fúngica	26
3.6.	Desenho experimental	28
3.7.	Análise estatística	28
3.8.	Limitações	29
IV.	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	30
4.1.	Inspecção à seco/ Análise fitossanitária	30
4.2.	Identificação das Espécies de Fungos associadas as sementes de Arroz.....	31
4.3.	Comparação dos níveis de contaminação nos distritos	33
4.4.	Comparação dos níveis de contaminação por especie de fungos nos grãos de Arroz... 35	
4.5.	Associações entre as espécies de fungos e os distritos avaliados	36
4.6.	Análise de Correlação entre a Contaminação Fúngica e número de grãos com manchas e número de grãos vazios.....	37
V.	CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES	39
5.1.	Conclusões:.....	39
5.2.	Recomendações	39
ANEXOS		51

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Ciclo das Relações patógeno-hospedeiro	10
Figura 2. Localização das áreas de estudo.....	23
Figura 3. Etapas do método de redução manual pela metade (a) Primeira divisão da amostra em quatro porções aproximadamente iguais. (b) Segunda divisão da amostra, feita a partir da seleção de duas porções da etapa anterior, novamente subdivididas para reduzir o volume e obter a amostra de trabalho.....	26
Figura 4. Placa de petri com amostras preparadas para a incubação (a) Distribuição de 25 grãos de Arroz sobre papel de filtro humedecido em placa de Petri. (b) Conjunto de 8 placas de Petri seladas com parafilme, correspondentes a uma amostra.	27
Figura 5: Observação dos grãos na lupa	27
Figura 6: Inspecção à seco por variedade e distrito	30
Figura 7: Morfologia microscópica de fungos.....	31
Figura 8: Distribuição de especies de fungos por distrito	32
Figura 9: Análise de Correspondência: Entre as Espécies de Fungos e os distritos.....	36
Figura 10: Análise de Correlação entre a Contaminação Fúngica, Manchas e Grãos Vazios.....	37

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Limites de Micotoxinas estabelecidos em algumas regiões.....	16
Tabela 2: Descrição edafoclimática de Chókwè, Chobgoene e Manjacaze	24
Tabela 3: Variedades identificadas em Chókwè, Chongoene e Manjacaze	25
Tabela 4: Teste de Deviance.....	33
Tabela 5: PERMANOVA (distância Bray–Curtis).....	34
Tabela 6: Percentagem média de grãos com manchas nos distritos estudados	34
Tabela 7: Percentagem média de grãos vazios nos distritos estudados	34
Tabela 8:Comparação dos níveis de contaminação por fungos nos grãos de arroz.....	35

LISTA DE ANEXOS

ANEXO 1: Análise dos dados sobre a distribuição dos fungos nos distritos.....	51
ANEXO 2: Análise de Correspondência.....	52
ANEXO 3: Análise dos dados sobre níveis de contaminação fúngica	52
ANEXO 4: Percentagem de infecção fúngica registada em cada uma das amostras no distrito de Manjacaze/Chokwe/Chongoene.....	54
ANEXO 5: Percentagem de Contaminação fúngica registada nos distrito de Manjacaze/Chokwe/Chongoene	56
ANEXO 6: Correlação entre as Manchas e contaminação fúngica	57
ANEXO 7: Correlação entre número de grão vazios e contaminação fúngica	58

LISTA DE ABREVIATURAS

ANOVA	Análise de Variância
AFB1	Aflatoxina B1
AFB2	Aflatoxina B2
AFG1	Aflatoxina G1
AFG2	Aflatoxina G2
DBCC	Delineamento de Blocos Completos Casualizados
ELISA	Enzyme Linked Immuno-Sorbent Assay
FAO	Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura
FAEF	Faculdade de Agronomia e Engenharia Florestal
ICMSF	International Commission on Microbiological Specifications for Foods
IRRI	International Rice Research Institute
IIAM	Instituto de investigação Agrária de Moçambique
HR	Humidade relativa
ICM	Instituto de Cereais de Moçambique
ICMSF	International Commission on Microbiological Specifications for Foods
MASA	Ministério da Agricultura e Segurança Alimentar
MINAG	Ministério da Agricultura
PDA	Potatoes-Dextrose-Agar
PIC	Percentagem de inibição do crescimento
UEM	Universidade Eduardo Mondlane

I. INTRODUÇÃO

1.1. Contextualização

O arroz (*Oryza sativa* L.) é o segundo cereal mais produzido no mundo e o principal alimento consumido por mais da metade da população no planeta, e está entre as culturas de maior importância no mundo, e com um nível de produção anual de cerca de 782 milhões de toneladas, depois do milho e do trigo que ocupam o primeiro e o terceiro lugar (FAO, 2025).

A China é o maior produtor mundial de arroz com uma produção em 2023 de 206,6 milhões de toneladas em 30 milhões de hectares, o que corresponde a de cerca de 6,9 ton.ha⁻¹. A Índia é o segundo maior produtor de arroz, com uma produção de cerca de 214,2 milhões de toneladas numa área estimada em 43,5 milhões de hectares, correspondente a 4,9 ton.ha⁻¹ (FAO, 2023; FAO, 2024). A produção de arroz em África foi de 24,3 milhões de toneladas no ano agrícola 2022/2023. A região sul da África apresenta níveis mais baixos de produção, e apenas contribui com aproximadamente 10% da produção do continente, enquanto o que a região da África contribuiu com 60% e a África Oriental com 30% (USDA, 2023).

Em Moçambique, o arroz (*Oryza sativa* L.) é o segundo cereal mais consumido e tem-se tornado cada vez mais importante tanto para a alimentação das famílias quanto para a economia do país (INE, 2021). A produção anual de Arroz em 2023 foi de 161 829 toneladas, o que representa uma queda em relação ao passado 2022 que foi registada uma produção de 245 792 toneladas, esta quantidade é a mais baixa registada nos últimos 5 anos e foi atribuída em grande parte aos impactos do fenómeno El Niño que afectou várias regiões do País. (INE, 2023). Esta produção vem maioritariamente do sector familiar, sendo este responsável por 98% do arroz produzido no país, realizado por pequenos produtores que praticam a agricultura de forma tradicional (FAO, 2022). A produção de arroz em Moçambique enfrenta diversos desafios e não satisfaz a demanda nacional de consumo do produto. Este factor impulsiona a necessidade desenfreada de importar cerca de 70% a 80% do arroz consumido no país (INE, 2023). O arroz tem uma notável adaptabilidade, entretanto, a sua produtividade é fortemente influenciada por factores ambientais como a temperatura, disponibilidade de água e radiação solar (Chavarria et al., 2021). A cultura requer irrigação em regiões com menos precipitação e a disponibilidade de água é crucial durante o ciclo de crescimento. Temperaturas relativamente altas (entre 25°C a 30°C) são óptimas para o desenvolvimento do Arroz, enquanto temperaturas abaixo de 20°C podem prejudicar o crescimento e o rendimento (Yoshida *et al.*, 1981).

O cultivo de arroz fora das condições favoráveis pode resultar em diversos problemas, como a infestação por pragas e o desenvolvimento de doenças fúngicas e bacterianas (Silva et al., 2018). O arroz é susceptível a várias doenças, como oídio, a ferrugem, que afetam negativamente a produtividade. Além disso, a contaminação por micotoxinas, causadas por fungos como *Aspergillus* e *Fusarium*, pode ocorrer tanto antes quanto após a colheita, impactando a qualidade do produto final e a saúde pública (Silva et al., 2018). A Aflatoxina, por exemplo, é uma das micotoxinas mais comuns e importantes tratando-se do cultivo e consumo do arroz. A busca de alternativas para a mitigar esta micotoxina, torna-se importante pelo facto de ser uma substância carcinogênica, podendo causar sérios problemas de saúde em consumidores, principalmente a longo prazo (Pereira et al., 2022).

1.2. Problema de Estudo e Justificação

O arroz é uma cultura de elevada importância na dieta alimentar da população no geral e para os Moçambicanos em particular, pois ela é fonte de carbohidrato (80% do grão), proteínas (leucina, isoleucina, valina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina e triptofano), ferro, potássio, fósforo, magnésio, vitaminas B1, B2 e B6, niacina e fibra (FAO, 2023). Apesar do seu reconhecimento, os rendimentos obtidos pelos pequenos agricultores são baixos. O rendimento médio de arroz em Moçambique na campanha 2022/2023 foi estimado em 0,66 ton.ha⁻¹, valor significativamente inferior ao rendimento médio na China, que é de 6,9 ton.ha⁻¹ (FAO, 2023; USDA, 2023).

Um dos problemas observados nos sistemas de produção da cultura do arroz é a contaminação de sementes por fungos, que comprometem diversas qualidades, incluindo nutricional, fitossanitária, germinativa, fisiológica e comercial e representa risco direto para a saúde humana (Achar *et al.*, 2020). As sementes de arroz são altamente susceptíveis à contaminação por fungos produtores de micotoxinas, como *Aspergillus flavus*, responsável pela produção de aflatoxinas, substâncias carcinogênicas associadas a doenças hepáticas (Munkvold, 2018; Abrunhosa et al., 2010). Cerca de 30% da produção total de arroz em países tropicais é contaminada por fungos e micotoxinas (Sosnowski *et al.* (2020).

Estudos como por exemplo de reportaram que perdas de até Contudo, esse estudo concentrou-se apenas em condições de armazenamento pós-colheita, sem considerar o efeito das variedades de arroz ou as condições edafoclimáticas específicas de cada região.

De forma semelhante, Nguyen *et al.* (2018), ao analisarem a incidência de *Fusarium* e *Aspergillus* em sementes de arroz no Vietnã, evidenciaram que a contaminação fúngica pode comprometer a germinação e a segurança alimentar. Entretanto, sua análise não explorou como diferentes variedades poderiam responder a esse problema, nem relacionou a presença dos fungos com as condições ambientais locais.

Em Mocambique, estudos recentes, como o de Bila *et al.* (2025), avaliaram o conhecimento e as atitudes dos agricultores das províncias de Gaza e Inhambane em relação à contaminação por fungos e micotoxinas em culturas alimentares, incluindo o arroz. O estudo mostrou que, embora os agricultores estejam cientes dos riscos de contaminação, há uma lacuna significativa de informações sobre como as variedades de arroz e as condições edafoclimáticas influenciam a contaminação fúngica, portanto, ainda há carência de estudos que avaliem simultaneamente a diversidade fúngica, a intensidade de contaminação e a influência tanto das variedades cultivadas quanto das condições edafoclimáticas regionais.

Dessa forma, o presente estudo pretende contribuir para preencher essa lacuna, avaliando directamente o estado de contaminação fúngica em sementes de arroz provenientes de três distritos da província de Gaza, identificando e quantificando os fungos presentes, comparando os níveis de contaminação entre as variedades cultivadas e analisando como as condições edafoclimáticas locais podem influenciar a contaminação. Assim, os resultados fornecerão informações técnicas detalhadas que poderão subsidiar estratégias de manejo, armazenamento, contribuindo para a melhoria da qualidade fitossanitária e para a segurança alimentar.

1.3. Objectivos

1.3.1. Objectivo geral

- Avaliar o estado de contaminação por fungos nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.) na província de Gaza.

1.3.2. Objectivos específicos:

- Identificar os parâmetros fitossanitários das sementes de arroz (*Oryza sativa* L.);
- Identificar as espécies de fungos presentes nos grãos de arroz (*Oryza sativa* L.);
- Determinar os níveis de contaminação fúngica das sementes de arroz (*Oryza sativa* L.);

1.4. Questões de estudo:

1. Quais espécies de fungos estão presentes nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.)?
2. Quais são os níveis de contaminação fúngica encontrados nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.)?
3. Quais dos distritos apresenta maior níveis de contaminação por fungos nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.)?
4. O que fazer para minimizar a contaminação por fungos nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.)?

II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Generalidades

O arroz (*Oryza sativa* L.) é o segundo cereal mais produzido no mundo, atrás do milho e à frente do trigo, com uma produção anual de cerca de 782 milhões de toneladas (FAO, 2025). É o principal alimento de mais da metade da população mundial e alimento básico para cerca de 3,5 mil milhões de pessoas (FAO, 2025).

O arroz tem origem na Ásia e é cultivado em diferentes ecossistemas, desde terras baixas inundadas até campos secos em regiões de altitude (Fageria, 2014). Existem duas espécies cultivadas: *Oryza sativa*, predominante na Ásia, e *Oryza glaberrima*, cultivada principalmente na África Ocidental (Fageria, 2014).

Na África, o arroz é um dos cereais mais importantes, ocupando a quarta posição entre os alimentos básicos, atrás do milho, sorgo e mandioca (IRRI, 2013). Em Moçambique, a produção é realizada principalmente por pequenos agricultores, que representam cerca de 96,12% do total de produtores (INE, 2011).

O cultivo de arroz contribui de forma significativa para a segurança alimentar e o desenvolvimento socioeconômico de países em desenvolvimento (FAO, 2022).

2.1.1. Desafios da produção de Arroz em Moçambique

A produtividade do arroz ainda é baixa em Moçambique, devido a factores como práticas de cultivo inadequadas, acesso limitado a insumos e recursos, e impactos das mudanças climáticas (FAO, 2022).

Apesar da importância do arroz na dieta alimentar e na geração de renda de muitas famílias em Moçambique, a produção nacional enfrenta diversos desafios que limitam o aumento da produtividade e da produção (Nakano *et al.*, 2018).

Alguns dos principais desafios incluem a baixa produtividade, sendo que a produtividade média do arroz em Moçambique é de aproximadamente 1,2 toneladas por hectare, muito abaixo do potencial produtivo da cultura, que pode chegar a 5-6 toneladas por hectare em condições ideais (MASA, 2016). Essa baixa produtividade se deve principalmente ao uso de técnicas de cultivo tradicionais, acesso limitado a insumos agrícolas, e problemas climáticos (Nakano *et al.*, 2018).

Acesso limitado a insumos agrícolas: os agricultores têm dificuldade em acessar insumos essenciais, como sementes melhoradas, fertilizantes e defensivos agrícolas, devido a problemas na cadeia de distribuição e altos custos (MASA, 2016). Isso afecta negativamente o desempenho produtivo da cultura.

Impactos das mudanças climáticas: Moçambique é um país vulnerável aos efeitos das mudanças climáticas, como secas, inundações e aumento da temperatura, que têm impactado negativamente a produção de Arroz, especialmente nas regiões mais dependentes da agricultura de sequeiro (Bias & Donovan, 2003).

Deficiências na infraestrutura: a infraestrutura de irrigação, armazenamento, processamento e comercialização do Arroz é inadequada ou insuficiente em muitas áreas produtoras, dificultando o escoamento da produção e o acesso a mercados (MASA, 2016).

2.1.2. Micoflora de grãos armazenados de Arroz

O ambiente de produtos armazenados constitui um meio favorável ao estabelecimento e desenvolvimento de diversas espécies de insectos e microrganismos (Actor, 2007). Uma das principais características destes microrganismos é a sua elevada capacidade de proliferação. Ainda que presentes em baixa percentagem no campo, multiplicam-se rapidamente quando encontram condições ambientais favoráveis (Garcia *et al.*, 2021). Neste contexto, os fungos destacam-se como um dos principais agentes responsáveis pela perda de qualidade do arroz durante o período de armazenamento (Smigic *et al.*, 2022; Bianchini *et al.*, 2003; Coelho *et al.*, 1999, citado por Hoeltz *et al.*, 2009).

Os fungos são organismos aclorofilados, podendo ser saprófitas ou parasitas, e apresentam-se sob a forma unicelular, como as leveduras, ou pluricelular, como os bolores e fungos filamentosos, sendo estes últimos os mais comuns (Putzke, 1998). As suas paredes celulares são constituídas essencialmente por quitina e/ou celulose, acompanhadas de outros hidratos de carbono complexos (Garcia *et al.*, 2021). O crescimento ocorre geralmente de forma apical, mas qualquer fragmento hifálico possui a capacidade de originar uma nova formação micelial. As estruturas reprodutivas distinguem-se das vegetativas, constituindo a base da sistemática fúngica, e apresentam grande diversidade morfológica (Putzke, 1998).

A ocorrência de fungos é registada em diferentes ambientes, incluindo o ar, a água, o solo e o pó. Esta população é composta por espécies capazes de inutilizar lotes de sementes ou grãos quando as condições de armazenamento são deficientes (Garcia *et al.*, 2003; Alexopoulos & Mims, 1979). No que respeita aos grãos e sementes, os fungos que os atacam podem ser

classificados em dois grandes grupos: os fungos de campo e os fungos de armazenamento. Os primeiros são espécies que contaminam os grãos antes da colheita, necessitando de um teor de humidade superior a 30%. Já os fungos de armazenamento instalam-se após a colheita, quando a humidade se encontra entre 13 e 18% (Athié *et al.*, 1998).

Os fungos de armazenamento, embora não invadam os grãos em campo, possuem elevada capacidade de propagação, podendo multiplicar-se em poucos dias quando encontram condições ambientais adequadas (Wetzel, 1987). Entre os principais fungos de campo encontram-se espécies pertencentes aos géneros *Alternaria*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Helminthosporium* e *Pullularia*. Já os fungos de armazenamento são representados sobretudo por espécies dos géneros *Aspergillus* e *Penicillium* (Puzzi, 2000).

A actividade fúngica em sementes e grãos armazenados manifesta-se através de diferentes efeitos, destacando-se o aumento gradual do teor de água e da temperatura do produto, como resultado do metabolismo fúngico (Garcia *et al.*, 2021). A presença de bolores pode provocar sérios prejuízos nos grãos armazenados, incluindo aquecimento, desenvolvimento de mofo, redução do valor nutricional e formação de micotoxinas. Estes efeitos comprometem a qualidade e a aceitação do grão para consumo, resultando em perdas económicas significativas (Hussein & Brasel, 2001; Paster & Bullerman, 1988)., 1988).

2.2. Os fungos

2.2.1. Características gerais dos fungos

Os fungos são organismos eucarióticos, multicelulares, com um corpo vegetativo denominado micélio, formado por filamentos ramificados chamados hifas (Raven *et al.*, 2014). As hifas são revestidas por uma parede celular rígida, composta principalmente de quitina, um polissacarídeo similar à celulose (Alexopoulos *et al.*, 1979). Essa parede celular confere proteção, sustentação e rigidez estrutural às hifas, permitindo o crescimento e a expansão do micélio (Raven *et al.*, 2014).

As hifas possuem septos, que são estruturas transversais que dividem o filamento em compartimentos, conferindo maior organização e eficiência ao micélio (Raven *et al.*, 2014). Além disso, as hifas podem ser ramificadas, formando uma rede intrincada que se espalha pelo substrato, aumentando a área de contato com os nutrientes (Alexopoulos *et al.*, 1979).

Quanto à nutrição, os fungos são organismos heterotróficos, ou seja, dependem de compostos orgânicos provenientes de outros organismos para obtenção de energia e nutrientes (Raven *et al.*, 2014). Eles realizam a absorção de nutrientes directamente do ambiente por meio de

enzimas excretadas pelas hifas, que degradam e absorvem os compostos orgânicos (Alexopoulos *et al.*, 1979). Essa estratégia nutricional é conhecida como absorção e é muito eficiente na obtenção de nutrientes, permitindo aos fungos colonizar uma ampla variedade de substratos, desde madeira em decomposição até tecidos vivos de animais e plantas.

2.2.2. Reprodução e ciclo de vida dos fungos

Os fungos apresentam dois principais modos, a reprodução assexuada, por meio da formação de esporos, e sexuada, envolvendo a fusão de células especializadas (Raven *et al.*, 2014). A reprodução assexuada é a forma mais comum e amplamente distribuída entre os fungos, permitindo a rápida disseminação por meio da produção de esporos que se dispersam facilmente pelo ar ou pela água (Alexopoulos *et al.*, 1979). Esses esporos são estruturas resistentes, capazes de suportar condições ambientais adversas, e quando encontram um substrato adequado, germinam e dão origem a um novo micélio. (Carlile *et al.*, 2001).

A reprodução sexuada envolve a formação de estruturas especializadas, como corpos de frutificação, e a fusão de células compatíveis, levando à recombinação genética (Raven *et al.*, 2014). Esse processo é importante para a adaptação dos fungos a novas condições ambientais, permitindo a geração de variabilidade genética e a seleção de características favoráveis. Durante a reprodução sexuada, ocorre a formação de zigosporos, ascosporos ou basidiosporos, que se disseminam e dão origem a novos indivíduos. (Moore *et al.*, 2011)

2.2.3. Doenças fúngicas em plantas

As doenças fúngicas constituem uma das principais ameaças à produção agrícola, podendo ser devastadoras, ao reduzirem de forma significativa a produtividade e a qualidade obtida (Steinberg, 2020). Estas doenças podem afectar folhas, pecíolos, botões florais, frutos, caules e o sistema radicular, provocando desfolha, perda de vigor, murchas, podridões e, em alguns casos, a morte das plantas.

Estão descritas mais de 100 mil espécies de fungos, das quais cerca de 8 mil são capazes de causar doenças em plantas. Os fungos associados às sementes, quando em condições favoráveis de armazenamento, podem sobreviver durante vários anos, como é o caso de *Pyricularia oryzae*, *Bipolaris oryzae* e *Fusarium moniliforme*, entre outros (Agrios, 1988).

As sementes não submetidas a desinfecção apresentam maior percentagem de infestação e maior diversidade de fungos, provavelmente localizados nas camadas mais externas. Agrios

(1988) assinalou a presença de *Fusarium*, *Penicillium*, *Aspergillus* e *Alternaria*, restrita ao tegumento das sementes.

Os fungos dos gêneros *Aspergillus* e *Penicillium* geralmente estão presentes em sementes recém-colhidas, em percentagens muito baixas, e são capazes de sobreviver em ambientes com baixa humidade, proliferando-se em sucessão aos fungos de campo e causando a deterioração das sementes, culminando com a perda da viabilidade e do valor comercial das mesmas (Berjak 1987, Carvalho & Nakagawa 1988).

2.2.4. Relações patógeno-hospedeiro

No estudo das doenças de plantas, entende-se como patógeno qualquer organismo capaz de causar doença em outro ser vivo. No caso dos fungos, eles podem infectar plantas, animais ou até outros fungos, afetando o crescimento e a saúde do organismo hospedeiro (Agrios, 2005).

O hospedeiro é o organismo que sofre a acção do patógeno e que fornece os nutrientes e o ambiente necessário para que o fungo sobreviva e se reproduza (Raven *et al.*, 2014). Alguns fungos são muito específicos, atacando apenas certas espécies, enquanto outros conseguem infectar diferentes tipos de hospedeiros (Alexopoulos *et al.*, 1979).

A relação entre patógeno e hospedeiro não é simples. Ela depende de vários factores, como a genética e o estado nutricional do hospedeiro, além das condições do ambiente. Por outro lado, a capacidade do fungo de causar doença depende da sua virulência, que inclui a produção de enzimas, toxinas e estruturas de invasão, como hifas que penetram nos tecidos do hospedeiro (Agrios, 2005; Carlile *et al.*, 2001).

Os fungos podem adotar diferentes estratégias para viver no hospedeiro. Alguns são biotróficos, ou seja, vivem nos tecidos ainda vivos sem matar imediatamente o hospedeiro, enquanto outros são necrotróficos, destruindo as células para se alimentar delas (Moore *et al.*, 2008). Essas diferenças influenciam bastante como se deve manejar as doenças, pois tanto a resistência do hospedeiro quanto o ambiente podem ajudar ou dificultar a infecção (Agrios, 2005).

Em resumo, a interação entre patógeno e hospedeiro é complexa e depende de factores genéticos, fisiológicos e ambientais. Compreender essa relação é essencial para estudar a propagação das doenças fúngicas e para desenvolver formas de controle eficientes (Raven *et al.*, 2014).

2.2.5. Ciclo das Relações Patógeno–Hospedeiro

Ciclos das Relações Patógeno-Hospedeiro (Whetzel)

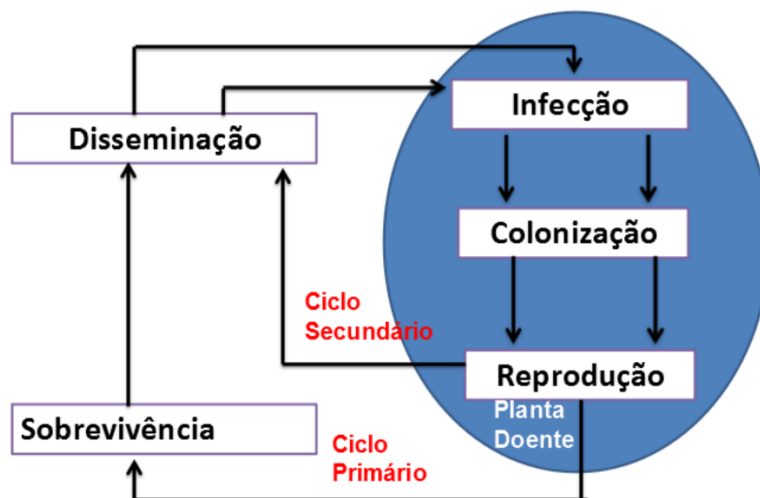


Figura 1:Ciclo das Relações patógeno-hospedeiro

Fonte: Whetzel (1918) citado por Agrios (2005).

O ciclo das relações patógeno–hospedeiro em fungos fitopatogênicos descreve um processo contínuo de sobrevivência, disseminação, infecção, colonização e reprodução, permitindo ao microrganismo manter-se e multiplicar-se em sistemas agrícolas (Agrios, 2005).

Na fase de sobrevivência, o fungo permanece no ambiente em estruturas de resistência, como clamidósporos, escleródios ou micélio dormente, presentes em restos culturais, sementes ou no solo, estratégia que garante a disponibilidade de inóculo quando o cultivo do arroz é estabelecido (Agrios, 2005; Azevedo, 2007).

A disseminação ocorre quando esporos ou fragmentos de micélio são transportados até novos hospedeiros. Esse processo pode ser facilitado pelo vento, respingos de chuva, irrigação, insectos ou pelo contacto directo entre plantas (Barnett & Hunter, 1998).

Uma vez em contacto com a planta suscetível, acontece a infecção, que pode ocorrer por meio de aberturas naturais, como estômatos, através de ferimentos ou mediante estruturas especializadas de penetração, como os apressórios, capazes de romper a cutícula vegetal (Agrios, 2005).

Posteriormente, dá-se a colonização, em que o fungo se estabelece e se multiplica nos tecidos do hospedeiro. Essa fase está directamente associada ao aparecimento dos sintomas típicos das doenças fúngicas, como manchas foliares, necroses ou podridões (Filho, Prabhu, & Silva, 2012).

Em seguida ocorre a reprodução, momento no qual são formados novos esporos ou estruturas de disseminação. Esse inóculo secundário é responsável por iniciar novos ciclos de infecção em plantas vizinhas, caracterizando a natureza repetitiva do processo (Barnett & Hunter, 1998).

Quando essas etapas se repetem sucessivamente dentro da mesma safra, configura-se o chamado ciclo secundário, comum em fungos policíclicos, e que explica o aumento rápido da severidade das doenças em condições ambientais favoráveis, como alta humidade e temperaturas elevadas (Agrios, 2005; Filho *et al.*, 2012).

2.2.6. Perdas devido a doenças causadas por fungos associados a semente de Arroz

As doenças nas plantas são significativas para o homem porque elas causam elevados índices de destruição nas plantas e na sua produção criando prejuízos para milhões de populações em todo o mundo que ainda dependem dos seus produtos para a sua existencia (Berjak, 1987). limitam o tipo de plantas a serem cultivados numa área geográfica pela destruição de todas as plantas duma espécie que seja extremamente susceptível a uma doença particular.

O tipo e quantidade de perdas causadas pelas doenças nas plantas variam de planta ou produto da planta, do patógeno, da localidade, do ambiente, das medidas de controlo praticadas e da combinação destes factores. As quantidades de perdas podem variar de níveis insignificantes até 100% de perdas (Agrios, 1988).

A queima causada por *Pyricularia oryzae* e *Bipolaris oryzae* é considerada um dos factores biológicos mais sérios na produção de Arroz, sendo responsáveis por perdas devastadoras reportadas em vários países. Entre as primeiras observações, registadas por volta das décadas de 1930 e 1940, destacam-se o Japão e a Índia, onde as perdas chegaram a 66% em Bambay State. Em África, as perdas foram igualmente significativas: 58% na Costa do Marfim, 12% no Malawi, 40% no Quénia e na Nigéria (Alexopoulos *et al.*, 1979).

2.2.7. Importância ecológica e econômica dos fungos

As doenças nas plantas são significativas para o homem, pois causam elevados índices de destruição nas plantas e na sua produção, criando prejuízos para milhões de pessoas em todo o mundo que ainda dependem desses produtos para sua subsistência (Berjak, 1987). Além disso, essas doenças podem limitar os tipos de plantas cultivadas em determinada área geográfica, ao destruir todas as plantas de uma espécie extremamente susceptível a uma doença específica.

O tipo e a quantidade de perdas causadas pelas doenças variam conforme a planta ou o produto vegetal, o patógeno envolvido, a localidade, o ambiente, as medidas de controlo aplicadas e a combinação desses factores. Essas perdas podem variar desde níveis insignificantes até 100% da produção (Agrios, 1988).

A queima causada por *Pyricularia oryzae* e *Bipolaris oryzae* é considerada um dos factores biológicos mais sérios na produção de arroz, sendo responsável por perdas significativas reportadas em diversos países. Entre as primeiras observações, registadas nas décadas de 1930 e 1940, destacam-se Japão e Índia, onde as perdas chegaram a 66% no Estado de Bombaim. Em África, as perdas também foram significativas: 58% na Costa do Marfim, 12% no Malawi, 40% no Quênia e na Nigéria (Alexopoulos et al., 1979).

2.3. Principais factores que influenciam o desenvolvimento fúngico

O crescimento de fungos em cereais, tanto antes como após a colheita, é influenciado por diversos factores, sendo estes fundamentais para a manutenção da qualidade dos grãos (Jayas & White, 2003).

Entre os principais factores que influenciam o desenvolvimento fúngico destacam-se a humidade, a temperatura, o tempo de exposição, as condições físicas do grão, os níveis de O₂ e CO₂, a actividade de água, a composição do substrato, o nível do inóculo, a prevalência de linhagens toxigénicas e as interacções microbiológicas (Jayas & White, 2003).

A combinação destes factores determina não apenas o crescimento dos fungos, mas também a produção de micotoxinas, sobretudo em produtos armazenados (Abramson et al., 1999).

2.3.1. Humidade

A humidade relativa mínima necessária para a germinação de esporos fúngicos geralmente deve estar acima de 70% na atmosfera da massa de grãos. O conteúdo de água do grão em

equilíbrio com este valor varia conforme a espécie, tornando importante conhecer a humidade relativa e a temperatura do ambiente de armazenamento (Abramson et al., 1999).

Para manter a faixa de segurança de 12-13% de humidade nos grãos de arroz, a humidade relativa deve ser inferior a 70%, com temperatura entre 18 e 20°C. Quando os grãos estão quebrados ou trincados, ou se o armazenamento exceder dois anos, o conteúdo máximo de humidade deve corresponder a uma humidade relativa de 65% (Abramson et al., 1999).

Segundo Jayas & White (2003), *Aspergillus flavus* é um fungo mesófilo capaz de crescer em substratos com humidade entre 22-23% e humidade relativa de 90-100%, assim como em humidade de 15% e humidade relativa de 70-90%. A produção de aflatoxinas ocorre principalmente em humidades relativas entre 80-85%, sendo 85% a humidade óptima para esporulação e 95-99% a máxima para produção de aflatoxinas. Em humidades relativas mais baixas, como 50-60%, o crescimento fúngico é muito limitado e a produção de aflatoxinas praticamente não ocorre, embora não seja totalmente impossível (Jayas & White, 2003).

Humidade relativa elevada, ou teor de água do grão elevado, estimula o crescimento fúngico e aumenta o potencial de formação de aflatoxinas. Durante o armazenamento, grãos infectados por *Aspergillus* continuam a produzir aflatoxinas mesmo com humidade inferior a 15%. A respiração fúngica consome oxigénio e carboidratos, formando dióxido de carbono e água, o que fornece água livre e favorece o crescimento dos fungos (Jayas & White, 2003.).

2.3.2. Temperatura

A temperatura é um factor determinante no crescimento de fungos em cereais, sendo que cada espécie apresenta uma faixa específica em que o seu desenvolvimento é mais eficiente (Jayas & White, 2003). Em geral, os fungos crescem melhor entre 25 e 28°C, enquanto temperaturas de 35 a 37°C retardam o seu crescimento, e a 45°C o desenvolvimento é raro (Jayas & White, 2003). O crescimento pode ocorrer mesmo em condições de refrigeração, próximas de 5°C, mas abaixo de -10°C os fungos tornam-se inactivos, garantindo maior estabilidade microbiológica dos alimentos (Jayas & White, 2003).

Algumas espécies, como *Fusarium*, *Cladosporium*, *Penicillium* e *Thamnidium*, conseguem crescer em temperaturas muito baixas, próximas de 0°C, embora de forma lenta (Lazzari & Hermanns, 2002). A temperatura influencia não apenas a velocidade de crescimento, mas também a capacidade de colonização do substrato, a densidade micelial e a sobrevivência dos esporos durante o armazenamento (Lazzari & Hermanns, 2002).

Além disso, flutuações de temperatura podem afectar significativamente o crescimento fúngico. Exposições a temperaturas elevadas por curto período podem reduzir o desenvolvimento de certos fungos, enquanto temperaturas moderadamente baixas não impedem o crescimento, permitindo que algumas espécies mantenham actividade mesmo em condições subóptimas (Park & Bullerman, 1983).

2.3.3. Actividade de água (aw)

A actividade de água do grão é também importante para o desenvolvimento do fungo e a produção de toxinas. A actividade de água é definida como a relação entre a pressão de vapor de água de um determinado substrato e a pressão de vapor da água pura à mesma temperatura e pressão (Pardo *et al.*, 2004).

O comportamento microbiano face à actividade de água é extremamente variável. Substratos com aw inferior a 0,60 estão protegidos quanto à contaminação microbiana. A partir de aw 0,65 inicia-se a proliferação de microrganismos específicos, sendo que até 0,75 apenas algumas bactérias halofílicas, leveduras osmofílicas e fungos xerofílicos conseguem desenvolver-se. A actividade de água necessária para a produção de micotoxinas varia entre 0,80 e 0,99, normalmente superior à requerida para o crescimento fúngico (Mallmann, 2002).

De uma forma geral, as aflatoxinas são produzidas em valores de aw entre 0,95 e 0,99, com um mínimo de 0,82 para *A. flavus* (ICMSF, 1996). Para a produção de ocratoxina, *A. ochraceus* tolera actividades de água tão baixas quanto 0,80 (Adebajo *et al.*, 1994).

2.3.4. Condições físicas do grão

Grãos danificados de alguma forma favorecem a absorção de humidade e facilitam a invasão e a penetração de microrganismos no interior altamente nutritivo destes substratos, levando ao desenvolvimento rápido dos fungos e, conseqüentemente, ao aumento de toxinas (Purchase, 1974). Os danos podem ocorrer no campo, antes, durante e após a colheita, durante o transporte ou na estocagem. As suas causas incluem o ataque de insectos, a acção de ventos violentos, a quebra durante a secagem e o uso de equipamentos de colheita, secagem e descarga (Scussel, 1998). (Scussel, 1998).

2.3.5. Atmosfera favorável

Bolores são normalmente considerados organismos altamente aeróbicos e, por isso, a depleção do teor de O₂ ou o aumento do teor de CO₂ limita a sua actividade. Entretanto, certas espécies que causam deterioração de grãos armazenados podem continuar a crescer em baixas concentrações de O₂ e altas concentrações de CO₂ (Athié *et al.*, 1998).

De acordo com Paster & Bullermann (1988), algumas espécies de *Aspergillus* e *Penicillium* são afectadas somente quando a concentração de O₂ está abaixo de 5%. A capacidade de fungos em tolerar altos níveis de CO₂ também é bem conhecida, sendo que *A. flavus*, *A. ochraceus*, *P. patulum*, *A. glaucus* e *Fusarium sporotrichioides* são inibidos apenas quando os níveis de CO₂ excedem 50%.

Conforme Scussel (1998), ambientes com atmosfera controlada têm sido muito utilizados durante o transporte e o armazenamento de produtos para prevenir o crescimento fúngico e a produção de toxinas, entretanto, não são usuais para Arroz.

2.3.6. pH

Segundo Taniwaki & Silva (2001), na faixa de 3,0 a 8,0, os fungos são muito pouco afetados pela variação do pH. Entretanto, quando o pH se afasta do óptimo (geralmente próximo a 5,0), a velocidade de crescimento diminui, e, se houver outros factores de inibição como, por exemplo, a temperatura e a actividade de água, seu efeito restritivo sobre a velocidade de crescimento torna-se mais acentuado.

Segundo Wheeler *et al.* (1991), o pH tem pouca influência sobre a colonização de alimentos por espécies de fungos micotoxigênicos. Em situações de pH próximo ao neutro, fungos podem competir com bactérias por nichos, mas em níveis elevados de atividade de água, a maioria dos fungos não é competitiva em culturas mistas. Entretanto, quando a aw está abaixo de 0,90, fungos se tornam dominantes, independentemente do pH.

2.4. Legislação sobre os fungos

A legislação relacionada aos fungos e às micotoxinas é fundamental para garantir a segurança alimentar e a qualidade dos produtos agrícolas, incluindo o arroz, que é suscetível à contaminação por *Aspergillus* e outros fungos produtores de micotoxinas (Awuchi et al., 2021). Diversos países implementaram regulamentações específicas para controlar a presença de fungos e os níveis de micotoxinas em alimentos e rações, com o objectivo de proteger a saúde pública, prevenir perdas económicas e assegurar o comércio internacional (FAO, 2020).

A nível internacional, a Organização Mundial da Saúde (OMS) e a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO) estabeleceram padrões através da Comissão do Codex Alimentarius, que serve como referência global para limites máximos permitidos de aflatoxinas, ocratoxinas, fumonisinas e outras micotoxinas em alimentos, incluindo cereais como o arroz (FAO/WHO, 2018).

Na União Europeia, a legislação sobre micotoxinas é rigorosa. O Regulamento (CE) nº 1881/2006 da Comissão define os níveis máximos para certos contaminantes em alimentos, incluindo micotoxinas presentes em arroz e produtos derivados. Este regulamento é periodicamente atualizado, incorporando novas evidências científicas, enquanto o Regulamento (UE) nº 105/2010 especifica limites para desoxinivalenol, zearalenona e fumonisinas em cereais (European Commission, 2010).

No Brasil, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) estabelece limites máximos tolerados de aflatoxinas, ocratoxina A, patulina e fumonisinas em alimentos, incluindo arroz, através da Resolução RDC nº 7 de 2011. A Resolução RDC nº 274 de 2002 também regula a presença de aflatoxinas em produtos derivados de cereais e leite (ANVISA, 2011).

Nos Estados Unidos, a Food and Drug Administration (FDA) define directrizes e limites para micotoxinas em alimentos e rações, abrangendo aflatoxinas, fumonisinas e desoxinivalenol. As ações recomendadas para arroz e produtos derivados encontram-se delineadas no Compliance Policy Guide (CPG) Sec. 555.400 (FDA, 2020).

A implementação de legislações rigorosas sobre fungos e micotoxinas tem contribuído significativamente para reduzir a exposição da população a estas substâncias tóxicas. Estudos indicam que a conformidade com padrões regulamentares diminui o risco de doenças associadas, como o câncer de fígado ligado à exposição prolongada a aflatoxinas, que podem contaminar o arroz durante o armazenamento inadequado (Awuchi et al., 2021).

Apesar dos avanços legislativos, existem desafios, como a variação nos limites máximos permitidos entre países, o que pode dificultar o comércio internacional de arroz. Além disso, a detecção e o controle eficazes de micotoxinas exigem tecnologia avançada e investimentos contínuos em pesquisa, monitoramento e práticas de armazenamento seguras (FAO, 2020; European Commission, 2010).

Tabela 1: Limites de Micotoxinas estabelecidos em algumas regiões

Micotoxina	Limite máximo	País/Região	Fonte
Aflatoxina B1	20 µg/kg	UE	Comissão Europeia, 2010
Aflatoxina total	20 µg/kg	Brasil	ANVISA, 2011
Fumonisinas (B1+B2)	1 mg/kg	UE	Comissão Europeia, 2010

Desoxinivalenol	750 µg/kg	UE	Comissão Europeia, 2010
Aflatoxina total	20 µg/kg	EUA	FDA, 2020

2.5. Armazenamento de Arroz e Controle da Contaminação Fúngica em Moçambique

O armazenamento adequado do arroz é essencial para preservar sua qualidade e prevenir a contaminação por fungos produtores de micotoxinas prejudiciais à saúde humana e animal (Embrapa, 2025). Para reduzir o risco de crescimento fúngico, é fundamental controlar a humidade e a temperatura durante o armazenamento, mantendo o teor de humidade entre 12% e 14% e a temperatura abaixo de 25°C (Embrapa, 2025). Condições de alta humidade e temperaturas elevadas favorecem o desenvolvimento de fungos como *Aspergillus* e *Fusarium*, produtores de aflatoxinas e fumonisinas (Embrapa, 2025).

Além do controle de humidade e temperatura, práticas de manejo adequadas são essenciais para minimizar a contaminação (Nagro, 2024). O uso de sacarias limpas e secas, o armazenamento em locais ventilados e a rotação periódica dos estoques reduzem a exposição a microrganismos e evitam a propagação de fungos. A inspeção regular dos grãos permite detectar rapidamente sinais de infestação por fungos ou insectos (Nagro, 2024).

Em Moçambique, especialmente na província de Gaza, o armazenamento de arroz enfrenta desafios como infraestrutura inadequada e ausência de ventilação controlada, o que contribui para a deterioração dos grãos (MADER/DPP, 2024). A capacidade limitada de secagem e as condições climáticas com alta humidade e temperatura aumentam a suscetibilidade ao crescimento fúngico (MADER/DPP, 2024). Estudos indicam que a presença de aflatoxinas em grãos de arroz é uma preocupação crescente, agravada pelo uso de técnicas tradicionais de secagem e armazenamento (Gobeia & Souza, 2023).

Portanto, é necessário melhorar as condições de armazenamento do arroz em Moçambique, especialmente em Gaza, por meio da construção de armazéns adequados e da capacitação dos agricultores sobre práticas eficientes de secagem e armazenamento, garantindo assim a segurança alimentar e a qualidade do arroz produzido (MADER/DPP, 2024).

2.6. Amostragem de sementes para análise em laboratório

A amostragem de sementes tem como finalidade básica a obtenção de porção de sementes para constituir amostra representativa de campo ou de lote definido, com o objectivo final de obter uma amostra de tamanho adequado para os testes a serem realizados (Embrapa, 2004). A amostragem é fundamental em todos os estágios da avaliação da qualidade das sementes, desde sua obtenção, produção, processo de recebimento, beneficiamento, análise até a Fiscalização do Comércio, uma vez que a característica de um volume ou lote de sementes está baseada na amostragem executada segundo procedimentos previamente descritos (Caldas, 2002).

2.6.1. Importância dos testes de sanidade

Os testes de sanidade da semente são importantes porque os patógenos transmitidos pela semente podem servir de inóculo inicial para o desenvolvimento progressivo da doença no campo reduzindo o valor comercial da cultura, os lotes de semente importados podem introduzir patógenos ou patótipos, fazendo com que os testes de quarentena e de certificação para o comércio internacional sejam necessários. Podem ajudar na avaliação das plantulas e as causas de baixa germinação (ISTA, 2020).

A análise laboratorial da semente é uma maneira acessível e efectiva de prevenir a dispersão de doenças associadas a semente em novas áreas, por isso, é de extrema importância prevenir a disseminação de doenças associadas a semente através de inspecções da semente impotada assim como a inspecção regular de campos e testes de sanidade da semente (ISTA, 2020).

Os serviços de certificação devem controlar as reactivas perdas causadas por patógenos associados a semente, devem realizar inspecções de doenças de campos, determinar a sua extensão, a ocorrência e as tolerâncias. Manterem-se informados sobre a posição doutras regiões com relação a sanidade de semente (Neergaard, 1969).

2.6.2. Método de redução manual

O método de redução manual pela metade envolve separar a amostra inicial de sementes em duas partes idênticas, descartando uma delas e repetindo esse processo ate atingir a qualidade necessária para a análise. Essa metodologia é fundamental na avaliação de qualidade, vigor, e sanidade das sementes, pois possibilita a redução de grandes volumes de material ou tamanho na análise, portanto, essa abordagem que garante a aleatorização e representatividade reflectem na credibilidade dos resultados alcançados nos testes laboratoriais (Mew e Misra, 1994). Na cultura de Arroz esse método é estrategicamente vantajado por se trabalhar com

grandes quantidades de semente em lotes comerciais. Farooq *et al* (2010) ressalta que a amostragem correcta é essencial para identificar patógenos entre outros testes.

2.6.3. Método de câmara húmida

O método de câmara húmida é muito utilizado para a detecção e identificação de fungos em sementes e grãos, incluindo o Arroz (*Oryza sativa* L.). Este método permite a observação do crescimento fúngico em condições controladas de humidade, favorecendo a germinação de esporos e o desenvolvimento das estruturas reprodutivas dos fungos, facilitando sua identificação morfológica. (Menten & Moraes, 2010).

O método consiste na incubação das amostras em placas ou recipientes fechados, com papel de filtro humedecido ou algodão embebido em água destilada, de forma a criar um ambiente favorável para o desenvolvimento dos fungos presentes nos grãos. Após um período de incubação, geralmente entre 5 a 7 dias a temperaturas entre 20°C e 28°C, os fungos podem ser analisados directamente no microscópio estereoscópico ou óptico para identificação das espécies com base em características morfológicas, como cor, formato das colónias e estruturas reprodutivas (Pitt & Hocking, 2009).

O método é considerado simples, de baixo custo e eficiente para a detecção de fungos como *Fusarium sp.*, *Aspergillus sp.* e *Penicillium sp.*, que são comuns em grãos armazenados e podem comprometer sua qualidade e segurança devido à produção de micotoxinas (Machado, 2017).

2.6.4. Método de cultura em lâmina

O método de cultura em lâmina utilizando o meio Potato Dextrose Dextrose (PDA) é muito usado na detecção e identificação de fungos associados a grãos de Arroz (*Oryza sativa* L.). O PDA é um meio de cultura rico em nutrientes, favorecendo o crescimento e a esporulação de diversos fungos fitopatogênicos e saprófitas, como *Fusarium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.* e *Rhizopus sp.* (Machado, 2017).

No procedimento, fragmentos dos grãos são depositados directamente sobre lâminas contendo PDA esterilizado e mantidos em condições controladas de temperatura e humidade por um período de incubação que varia entre 5 a 7 dias a 25-28°C (ISTA, 2008). Após esse período, os fungos desenvolvem suas estruturas reprodutivas, permitindo a identificação microscópica com base na morfologia de colónias, conídios e hifas (Pitt & Hocking, 2009).

A cultura em lâmina com PDA é um método eficaz para a detecção preliminar de fungos, sendo frequentemente utilizada em laboratórios fitopatológicos e de controle de qualidade de sementes (Menten & Moraes, 2010).

2.7. Variedades de arroz em Moçambique

As variedades de arroz resultam de processos de melhoramento genético e selecção local, visando produtividade, qualidade do grão, tolerância a pragas e doenças e adaptação a diferentes ecossistemas (irrigado e sequeiro) (Ismael et al., 2021). Em Moçambique, coexistem variedades tradicionais, mantidas por agricultores, e variedades melhoradas desenvolvidas por programas do IIAM e do IRRI, que contribuem para o aumento da produtividade, segurança alimentar e valorização comercial (Ismael et al., 2021).

A variedade Macassane, desenvolvida com participação do IRRI e do programa nacional de melhoramento, foi introduzida em 2011, destacando-se pelo grão longo, boa qualidade de consumo e tolerância a algumas doenças foliares, sendo amplamente cultivada no sul do país (IRRI, 2011). Seu rendimento potencial situa-se entre 6,0 e 7,8 t ha⁻¹ em condições de ensaio, mas os rendimentos de campo são menores devido a limitações agronómicas e de acesso a insumos (Masubuchi, 2014; IIAM, 2021). A adaptação é melhor em sistemas irrigados do sul, como em Chókwè (JICA, 2022).

A designação “Semião” refere-se a variedades locais seleccionadas por agricultores e melhoristas nacionais, valorizadas pela adaptabilidade a ecossistemas de sequeiro e pelas características culinárias apreciadas regionalmente (Ismael et al., 2021). “Semião F3” representa progénies de terceira geração (F3) usadas em estudos de desempenho e multiplicação para obtenção de sementes uniformes antes da produção comunitária (Rice for Africa / NRDS2, 2021).

Variedades tradicionais como as de tipo Semião apresentam rendimentos inferiores às melhoradas quando cultivadas sem intensificação, variando entre 2 e 3 t ha⁻¹ em sequeiro, dependendo do acesso à água, controlo de pragas e fertilização (Rice for Africa, 2021; USDA/FAS, 2025).

As condições agronómicas ideais para Macassane e variedades locais incluem: preparação adequada do solo, controlo da irrigação, adubação equilibrada, densidade de semeadura correta e controlo integrado de pragas e doenças (JICA, 2022; Ismael et al., 2021). Embora Macassane

apresente alguma tolerância a doenças foliares, nenhuma variedade é imune; assim, práticas pós-colheita como secagem rápida, redução da humidade para 12–14% e armazenamento ventilado são fundamentais para evitar contaminação fúngica (IRRI, 2011; JICA, 2022).

A distribuição varietal mostra concentração da produção irrigada em Chókwè e outras áreas do sul e centro, enquanto variedades de sequeiro dominam zonas interiores e do norte. Programas de desenvolvimento recomendam o uso de variedades adaptadas a cada ecossistema para maximizar produtividade (Ismael et al., 2021; Rice for Africa, 2021).

Projetos de melhoramento e cooperação internacional (IRRI, IIAM, JICA) têm desenvolvido variedades com alta produtividade, boa qualidade de grão e tolerância a stresses bióticos e abióticos, sendo Macassane um exemplo adaptado ao contexto moçambicano. Contudo, a adoção ainda depende da disponibilidade de semente certificada e do acesso a práticas agronómicas melhoradas (IRRI, 2011; JICA, 2022; IIAM, 2021).

Por fim, avaliações dos sistemas produtivos em Gaza (Chókwè, Chongoene e Manjacaze) indicam que, para garantir rendimento e reduzir contaminação fúngica, é essencial integrar: acesso a sementes de qualidade, tecnologias de secagem e armazenamento e capacitação técnica sobre manejo de água e sanidade do grão (NRDS2 Monitoring, 2024; Ismael et al., 2021).

2.8. Práticas de Maneio para Controle de Contaminação Fúngica em Sementes de Arroz

2.8.1. Tratamento de Sementes

O tratamento de sementes com fungicidas é uma prática essencial para reduzir o inóculo inicial de doenças fúngicas, aumentar o vigor germinativo e melhorar o estande inicial das plantas. Essa abordagem diminui a incidência de doenças como a mancha-de-grãos, causada por fungos como *Fusarium* e *Aspergillus* (Embrapa, 2023; BASF, 2024).

2.8.2. Maneio de Restos Culturais

A eliminação de restos culturais é fundamental para reduzir a fonte de inóculo de patógenos. A prática de rotação de culturas, associada ao pousio, contribui para a diminuição da pressão de doenças e melhora a saúde do solo (Embrapa, 2023).

2.8.3. Controle Químico

O uso criterioso de fungicidas é recomendado para o controle de doenças fúngicas no arroz. A rotação de moléculas com diferentes modos de ação e a aplicação nas doses e intervalos recomendados são práticas que evitam a resistência dos patógenos e garantem a eficácia do controle (Syngenta, 2024).

2.8.4. Secagem e Armazenamento Adequados

A secagem adequada dos grãos até um teor de umidade entre 12% a 14% é crucial para prevenir o crescimento fúngico. Além disso, o armazenamento deve ser realizado em ambientes com boa ventilação e temperatura controlada, preferencialmente abaixo de 20°C, para minimizar a proliferação de fungos como *Penicillium* e *Rhizopus* (UFSM, 2023; Planet Arroz, 2023).

2.8.5. Higienização de Unidades de Armazenamento

A limpeza regular de silos e armazéns é essencial para evitar a contaminação cruzada e a proliferação de fungos. A aplicação de inseticidas e fungicidas nas unidades de armazenamento, conforme as orientações técnicas, contribui para a manutenção da qualidade das sementes (BASF, 2023).

2.8.6. Uso de Variedades Resistentes

A adoção de variedades resistentes a doenças fúngicas é uma estratégia eficaz para reduzir a incidência de patógenos. A escolha de variedades adaptadas às condições locais e com resistência genética pode diminuir a necessidade de intervenções químicas (Embrapa, 2023; Elevagro, 2023).

III. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Descrição da área de estudo

A pesquisa foi conduzida na província de Gaza, localizada no sul de Moçambique, nos distritos de Chókwè, Chongoene e Manjacaze, conforme ilustra a figura 2. Gaza é uma região conhecida por sua significativa contribuição para a agricultura do país, especialmente na produção de Arroz (*Oryza sativa* L.). A área é caracterizada por suas condições climáticas e solo favoráveis para a agricultura, além de ser um importante centro de produção para pequenos agricultores (FAO, 2022).

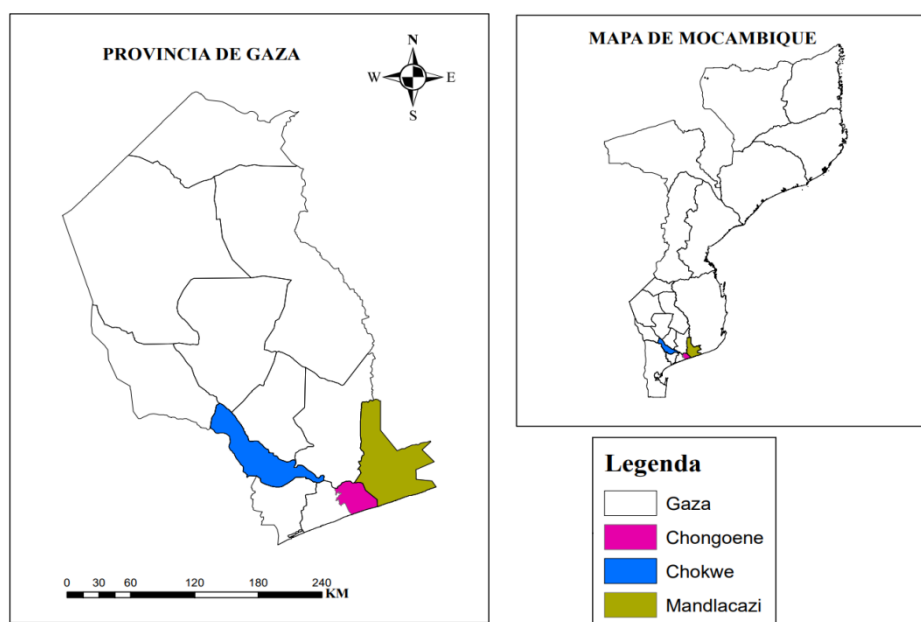


Figura 2. Localização das áreas de estudo

A província de Gaza, localizada no sul de Moçambique, possui um clima tropical semiárido, com uma estação chuvosa de novembro a março e uma estação seca de abril a outubro (FAO, 2021). As temperaturas médias anuais variam entre 20°C e 30°C, com precipitações médias anuais de 500 a 800 mm (INAM, 2020). Os solos da região são predominantemente arenosos e argilosos, adequados para o cultivo de arroz, beneficiando-se dos recursos hídricos dos rios Limpopo e Changane, o que favorece a agricultura irrigada (Sánchez-Reparaz et al., 2020).

A escolha da área de estudo justifica-se pela importância econômica de Gaza na produção de Arroz em Moçambique, contribuindo significativamente para a segurança alimentar e a economia local, esta província enfrenta desafios como a variabilidade climática, problemas de irrigação e práticas agrícolas subótimas, tornando-se um campo ideal para estudar e implementar melhorias na sustentabilidade agrícola. (INE, 2020). Além disso, a diversidade de

práticas agrícolas e condições ambientais em Gaza permite que os resultados do estudo sejam representativos e aplicáveis a outras regiões com características semelhantes (FAO, 2021; MINAG, 2019).

Tabela 2: Descrição edafoclimática de Chókwè, Chongoene e Manjacaze

Distrito	Solos	Clima/precipitação	Fonte
Chókwè	Aluviais, argilo-limosos, férteis	Semiárido a sub-húmido; 600–800 mm/ano; irrigado pelo esquema de Chókwè	de Sousa <i>et al.</i> (2019); Ismael <i>et al.</i> (2021)
Chongoene	Arenosos a franco-arenosos; baixas várzeas aluviais	700–900 mm/ano; influência costeira; maior humidade	JICA (2009); Zonas de Subsistência (2014)
Manjacaze	Arenosos, baixa fertilidade e retenção de água	600–800 mm/ano; irregular; evapotranspiração elevada	World Bank (2019); NRDS2 (2024)

3.2. Procedimento de amostragem

As amostras de grãos de arroz foram colhidas em vários campos agrícolas da província de Gaza, abrangendo os distritos de Chókwè, Chongoene e Manjacaze. Em cada distrito, o autor procurou aleatoriamente pequenos produtores e, conforme a disponibilidade, obteve um total de 20 amostras de diferentes variedades: 10 em Chókwè, 5 em Manjacaze e 5 em Chongoene. Cada amostra continha cerca de 1 kg de grãos. A seleção foi feita por conveniência, procurando manter a homogeneidade entre as amostras.

As sementes provinham da campanha agrícola de 2022, colhidas em março de 2023, e foram acondicionadas em cartuchos e enviadas para o Laboratório de Fitopatologia da Universidade Eduardo Mondlane (UEM), na Faculdade de Agronomia e Engenharia Florestal, Departamento de Proteção Vegetal, em Maputo, Moçambique e em seguida foram congeladas até maio do mesmo ano, com o intuito de preservar a sua integridade antes da análise. Devido a este procedimento, não foi possível determinar o teor de humidade inicial das sementes.

Posteriormente, as amostras foram submetidas a análises, que foram realizadas de acordo com os procedimentos padrão de avaliação fitossanitária, seguindo as recomendações de Câmara, Silva et al. (2018), que salientam a importância de armazenar as amostras em condições controladas para garantir a fiabilidade dos resultados.

Tabela 3: Variedades identificadas em Chókwè, Chongoene e Manjacaze

Província	Distrito	Variedade	Total
Gaza	Chókwè	Macassane 1	10
Gaza	Chongoene	Semião	5
Gaza	Manjacaze	Semião F3	5
Total			20

3.3. Obtenção da amostra de trabalho

O método de redução manual pela metade foi empregado para obtenção da amostra de trabalho, conforme indicado para o gênero *Oryza* (arroz). O método de redução manual pela metade é amplamente utilizado em estudos fitossanitários para facilitar a análise de grandes quantidades de sementes, garantindo que as amostras analisadas sejam representativas do lote original. Esse método é especialmente relevante para o gênero *Oryza*, conforme descrito em publicações científicas sobre técnicas de análise de sementes (ISTA, 2020; Neergaard, 1977). Esse procedimento compreendeu as seguintes etapas:

- A amostra de arroz não processado foi colocada sobre uma bandeja limpa e previamente desinfetada com álcool a 70%.
- As sementes foram homogeneizadas cuidadosamente com auxílio de espátula e dedos.
- O material foi dividido em duas partes iguais e, em seguida, cada parte subdividida, originando quatro porções equivalentes.
- As quatro porções foram organizadas em duas fileiras, cada uma contendo quatro subporções (Figura 3a).

- Porções alternadas da primeira e da segunda fileira foram combinadas de forma sucessiva até obter a quantidade necessária para compor a amostra de trabalho (Figura 3b).
- As porções restantes foram recolocadas no cartucho original da amostra.

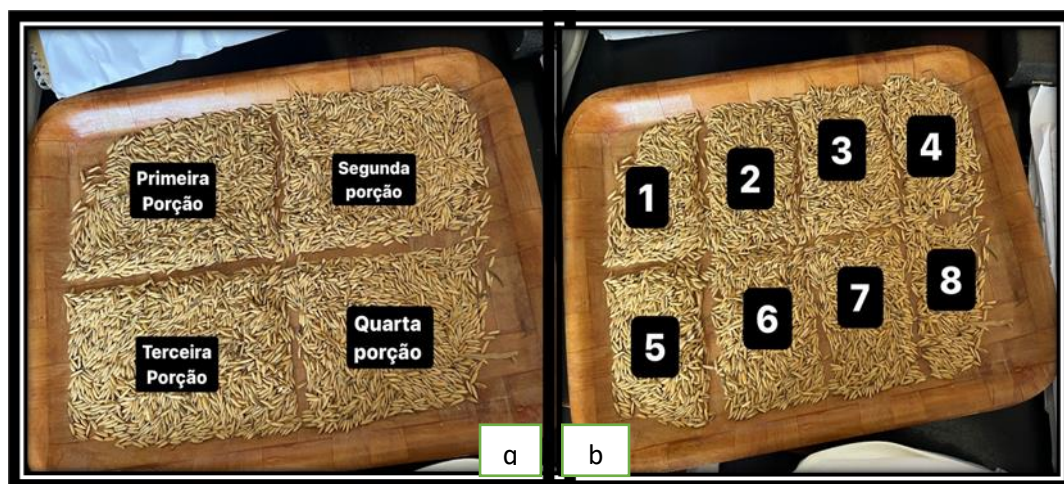


Figura 3. Etapas do método de redução manual pela metade **(a)** Primeira divisão da amostra em quatro porções aproximadamente iguais. **(b)** Segunda divisão da amostra, feita a partir da seleção de duas porções da etapa anterior, novamente subdivididas para reduzir o volume e obter a amostra de trabalho.

3.4. Inspeção à seco/ análise fitossanitária

A análise fitossanitária seguiu o procedimento de inspeção a seco descrito no "Manual de Análise Sanitária de Sementes" do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento Brasília (2009). Após a obtenção da amostra de trabalho, o número total de grãos presentes em cada amostra foi contabilizado. Em seguida, procedeu-se à avaliação fitossanitária, observando-se parâmetros como: número de grãos com manchas, presença ou ausência de micélio, número de grãos ocos ou vazios, presença ou ausência de matéria inerte e presença ou ausência de insectos. Essa metodologia permitiu uma avaliação abrangente do nível de contaminação fúngica, contribuindo para a compreensão da qualidade das grãos analisadas.

3.5. Identificação e quantificação de incidência fúngica

O método de câmara húmida foi utilizado para a identificação de fungos associados aos grãos de Arroz. Foram utilizados 200 grãos de cada amostra, sendo 25 grãos dispostos em cada placa de Petri sobre papel de filtro previamente esterilizado e humedecido em água destilada (2 papéis por placa) (Figura 4a). As placas foram seladas com parafilme, totalizando 8 placas de Petri por amostra (figura 4b). (Vieira *et al*, 2014).

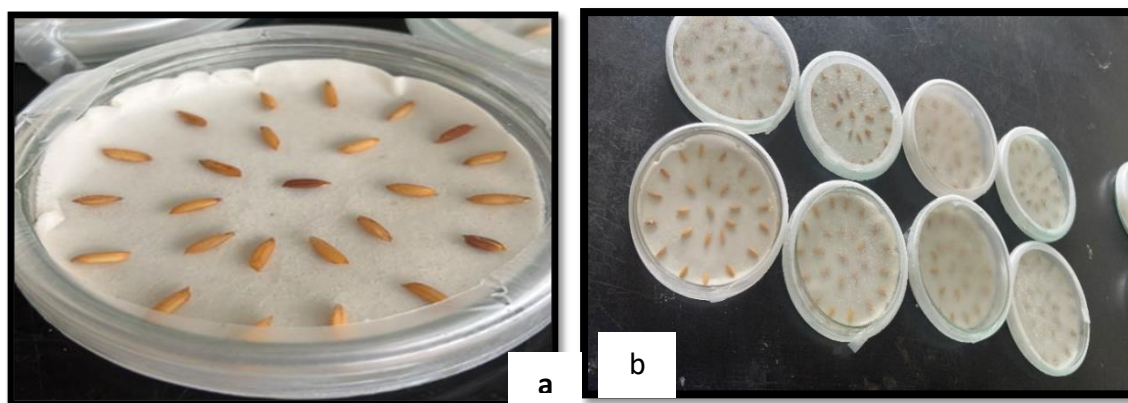


Figura 4. Placa de petri com amostras preparadas para a incubação **(a)** Distribuição de 25 grãos de Arroz sobre papel de filtro humedecido em placa de Petri. **(b)** Conjunto de 8 placas de Petri seladas com parafilme, correspondentes a uma amostra.

Inicialmente as placas foram encubadas em temperatura ambiente por 24 horas, depois em freezer (-20°C) por 24 horas e, por fim, retornadas à temperatura ambiente por mais 5 dias, conforme descrito por Manual de Análise Sanitária de Sementes (2009). Esse protocolo de incubação visou favorecer o crescimento de uma ampla gama de fungos comuns em grãos de arroz.

Após o período de incubação, com auxílio de uma lupa observou-se (figura 5) cada grão que apresentava sintomas de ataque de fungos. Os grãos foram analisados tendo em conta as características e hábitos de crescimento, características morfológicas, como cor, textura e formato das colônias (Bila *et al.*, 2022).



Figura 5: Observação dos grãos na lupa

Para confirmação da espécie foi utilizada a técnica de cultura em lâmina. Porções de colônias fúngicas individuais foram transferidas para novas placas de Petri contendo meio PDA (Potato Dextrose Agar) e incubadas em estufa a 25°C durante 3 dias (Bila *et al.*, 2022).

Por fim, para a preparação das lâminas para observação microscópica, um pequeno fragmento da amostra foi colectado com uma pinça, colocado em uma gota de água destilada no centro de uma lâmina de vidro. Utilizando um bisturi, o fragmento foi cortado em pedaços menores. Uma lamínula foi cuidadosamente colocada sobre a gota, evitando a formação de bolhas de ar. As lâminas foram então observadas em microscópio, ajustando-se a iluminação e a ampliação para visualizar as estruturas reprodutivas e hifas dos fungos (Moore *et al.*, 2008).

3.6. Desenho experimental

O estudo seguiu um delineamento em blocos aleatorizados, considerando como blocos a combinação entre distrito e variedade, e como tratamento as diferentes espécies de fungos identificadas nas sementes.

As análises foram conduzidas em duas vertentes: Avaliação univariada, para variáveis percentuais e de contagem (por exemplo, grãos manchados, grãos vazios e abundância fúngica); Avaliação multivariada, para a composição e similaridade das comunidades fúngicas entre variedades e distritos.

3.7. Análise estatística

A variável Quantidade (número de colônias) foi analisada através de um Modelo Linear Generalizado Mistos (GLMM) com distribuição binomial negativa, adequado para dados de contagem com sobredispersão:

$$Quantidade \sim Variedade + (1 | Especie_Fungo) + (1 | Amostra_ID)$$

- Efeito fixo: Variedade (Macassane 1, Semião 1, Semião F3);
- Efeitos aleatórios: Espécie de fungo e Amostra_ID;
- Método de estimação: Máxima verosimilhança (aproximação de Laplace).

A qualidade do ajustamento foi avaliada pelo AIC, pelo índice de sobredispersão e pela inspeção dos resíduos de Pearson. A significância dos efeitos fixos foi determinada através do teste de Wald (Type III) e da Análise de Deviance.

Foi construída uma matriz de abundância (espécies $\times$ amostras) com as contagens de cada espécie de fungo por amostra. A dissimilaridade entre amostras foi calculada utilizando a distância de Bray–Curtis (Hair et al., 2009; Greenacre, 2007).

As diferenças na composição das comunidades fúngicas entre variedades foram testadas por PERMANOVA (adonis2), com 999 permutações. Antes da realização da PERMANOVA, a homogeneidade das dispersões foi verificada através do teste betadisper, considerando $p > 0,05$ $p > 0,05$ como critério de homogeneidade.

As comparações das médias percentuais de grãos com manchas, grãos vazios e níveis de contaminação por espécie de fungo foram realizadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$ $p < 0,05$ $p < 0,05$), com os resultados apresentados sob a forma de grupos de letras, em que médias com a mesma letra não diferem significativamente.

As associações entre espécies de fungos e distritos foram analisadas através da Análise de Correspondência (CA). As relações entre a contaminação fúngica e as variáveis físicas (grãos manchados e grãos vazios) foram avaliadas através da correlação de Spearman (ρ). As tendências e padrões espaciais foram interpretados com base na posição relativa dos distritos nos biplots da CA (Triola, 2017; Bussab & Morettin, 2017).

3.8. Limitações

O estudo apresenta limitações, principalmente relacionadas ao tamanho e distribuição das amostras nos distritos, bem como à consistência dos dados disponíveis para correlação entre contaminação fúngica e resultados fitossanitários.

IV. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Inspeção à seco/ Análise fitossanitária

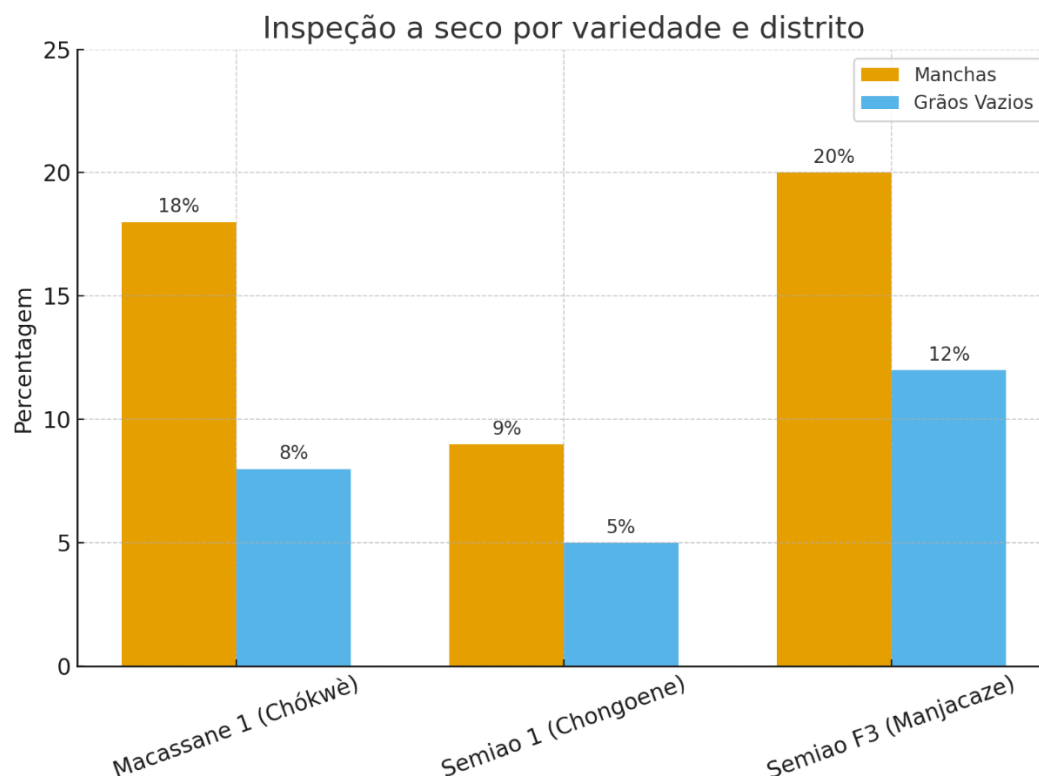


Figura 6: Inspeção à seco por variedade e distrito

A análise fitossanitária das sementes de arroz revelou diferenças na qualidade entre os distritos de Chókwè, Chongoene e Manjacaze, permitindo avaliar o estado sanitário inicial das sementes e identificar potenciais riscos relacionados com fungos, matéria inerte e insectos (Manual de Análise Sanitária de Sementes, 2009; Neergaard, 1979).

Em Chókwè, registou-se uma média de 18% de grãos com manchas e presença de micélio, indicando contaminação fúngica activa. Este distrito concentrou 50% da contaminação fúngica total observada. Foram identificadas, em média, 8% de sementes ocas, podendo estar associadas à degradação do tecido pelos fungos (Maude, 1996), além de matéria inerte e presença de insectos, evidenciando falhas no processamento e armazenamento (Agarwal & Sinclair, 1997; FAO, 2017; ISTA, 2009).

Em Chongoene, os níveis de contaminação foram inferiores, com 9% de sementes com manchas e presença de micélio. Cerca de 40 sementes ocas e alguma matéria inerte foram registadas, mas a contaminação por insectos foi menor (20 sementes afetadas). O desempenho relativamente melhor pode estar associado à variedade Semião 1, possivelmente mais resistente (Matusse et al., 2023).

Em Manjacaze, observaram-se 20% de grãos com manchas, maior que nos outros distritos, possivelmente devido à variedade Semião F3, mais susceptível por segregação genética e menor vigor (Feistritzer, 1984; Matusse et al., 2023). O micélio foi confirmado, e registaram-se cerca de 30 sementes ocas. A presença de insectos foi mais acentuada e a matéria inerte evidenciou falhas na limpeza e secagem (FAO, 2017; ISTA, 2009).

De forma geral, os níveis de contaminação refletem não só a presença de fungos e insectos, mas também as práticas de armazenamento locais, limitadas por infraestrutura inadequada, ventilação deficiente e fatores varietais (Nhantumbo et al., 2020).

4.2. Identificação das Espécies de Fungos associadas as sementes de Arroz

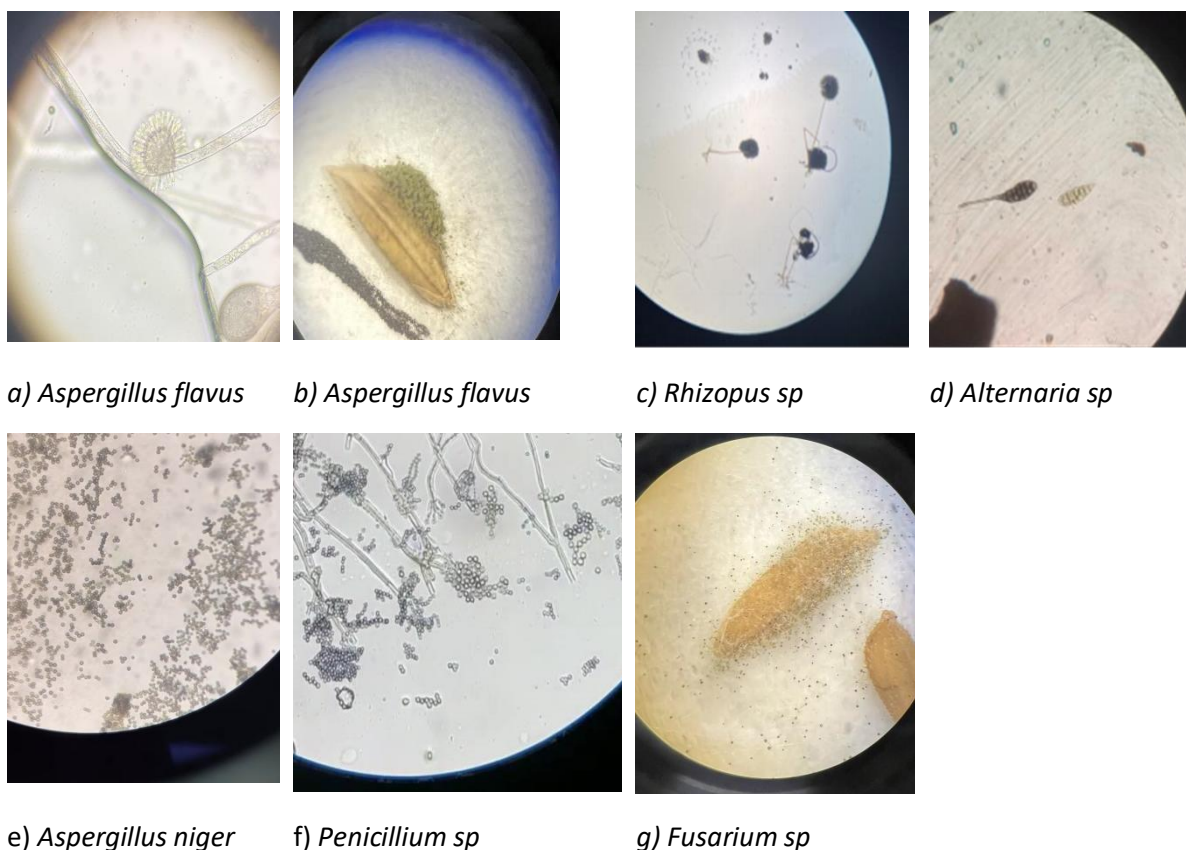


Figura 7: Morfologia microscópica de fungos

Nas amostras de arroz colectadas nos distritos de Chókwè, Chongoene e Manjacaze, foram identificados vários tipos de fungos (figura 5). Os fungos mais comuns encontrados foram: *Alternaria sp.*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium sp.*, *Microdochium oryzae*, *Penicillium chrysogenum*, *Rhizopus sp.*, e *Rhizopus stolonifera*.

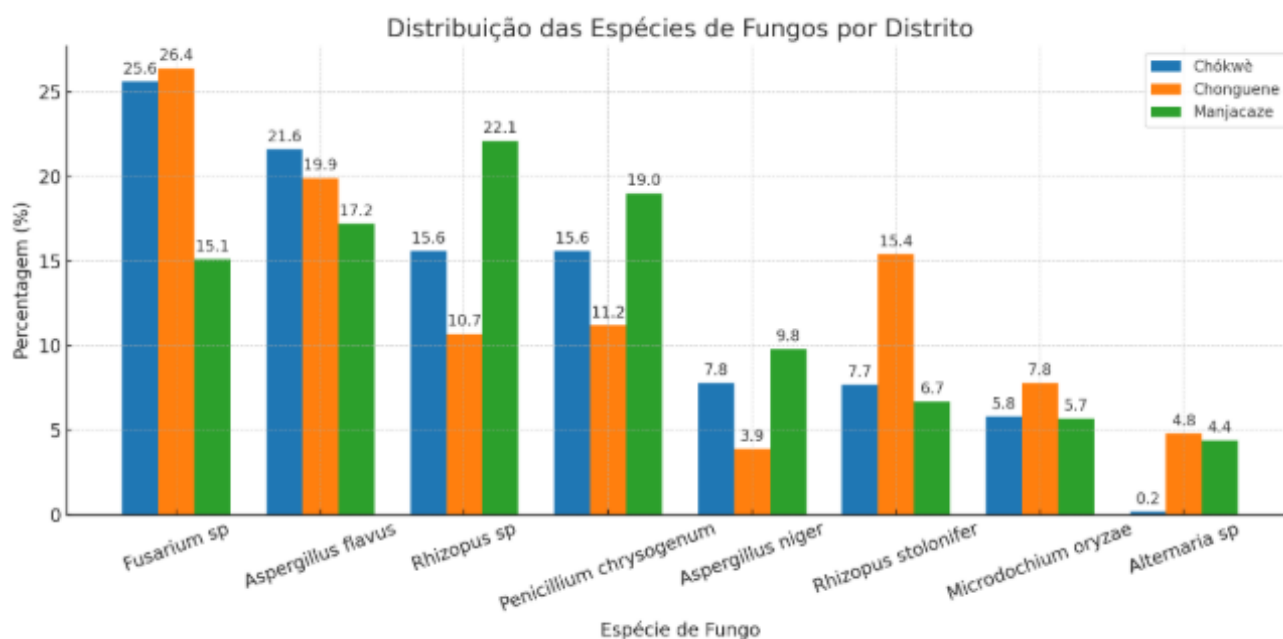


Figura 8: Distribuição de espécies de fungos por distrito

No distrito de Chókwè, o fungo mais comum foi *Fusarium sp.* (25,6%), favorecido por condições húmidas e solos mal drenados (Leslie & Summerell, 2006). *Aspergillus flavus* (21,6%) também foi frequente, sugerindo práticas inadequadas de secagem e armazenamento (Pitt & Hocking, 2009). *Penicillium chrysogenum* e *Rhizopus sp.* (15,6% cada) indicam problemas adicionais de armazenamento, enquanto outros fungos como *Alternaria sp.*, *Aspergillus niger*, *Microdochium oryzae* e *Rhizopus stolonifera* confirmam a diversidade fúngica presente.

Em Chonguene, *Fusarium sp.* (26,4%) manteve-se como o mais prevalente, seguido de *Aspergillus flavus* (19,9%), refletindo práticas agrícolas e de armazenamento que favorecem ambientes húmidos (Leslie & Summerell, 2006; Pitt & Hocking, 2009). Outras espécies identificadas incluem *Aspergillus niger* (3,9%), *Alternaria sp.* (4,8%), *Microdochium oryzae* (7,8%), *Rhizopus sp.* (10,7%) e *Penicillium chrysogenum* (11,2%), indicando desafios similares de manejo agrícola e armazenagem.

Em Manjacaze, o fungo mais prevalente foi *Rhizopus sp.* (22,1%), seguido de *Penicillium chrysogenum* (19%) e *Aspergillus flavus* (17,2%), refletindo condições de armazenamento com elevada humidade e ventilação insuficiente (Rupollo et al., 1986; Pitt & Hocking, 2009). Outras

espécies observadas incluem *Alternaria* sp. (4,4%), *Microdochium oryzae* (5,7%), *Rhizopus stolonifera* (6,75%), *Aspergillus niger* (9,8%) *Fusarium* sp. (15,1%), mostrando que Manjacaze também enfrenta desafios de manejo agrícola e armazenamento.

Fatores ambientais como temperatura e humidade desempenham papel decisivo na distribuição de fungos, com Chókwè apresentando maior frequência devido ao clima húmido e quente (Magan & Aldred, 2007). A alta prevalência de *Fusarium* sp. indica que práticas de irrigação e manejo adequadas podem reduzir infecções fúngicas (Leslie & Summerell, 2006). Além disso, a presença de *Penicillium chrysogenum* e *Rhizopus* spp. nos três distritos evidencia falhas comuns de armazenamento, reforçando a necessidade de melhoria da ventilação e controlo da humidade (Pitt & Hocking, 2009).

Resultados semelhantes foram reportados por Mussalama (2011), citado por Cossa (2012), que identificou *Alternaria padwickii*, *Fusarium moniliforme* e *Bipolaris oryzae* como os fungos mais prevalentes nos distritos avaliados, corroborando que *Fusarium* sp., *Aspergillus flavus* e *Rhizopus* sp. apresentam maiores incidências, tal como no presente estudo.

4.3. Comparação dos níveis de contaminação nos distritos

O modelo de regressão do tipo negativo binomial apresentou bom ajustamento (AIC = 1210; índice de sobredispersão = 0,69) e convergência satisfatória. A variação entre amostras foi reduzida e moderada entre espécies de fungos. O teste de deviance não revelou diferenças significativas entre variedades ($\chi^2 = 0,12$; gl = 2; p = 0,94), indicando que a abundância média de fungos não variou de forma estatisticamente relevante entre Macassane 1, Semião 1 e Semião F3.

Tabela 4: Teste de Deviance

Fonte	χ^2	gl	p-valor
Variedade	0,12	2	0,94

A análise de dispersão (betadisper) confirmou homogeneidade entre grupos (p = 0,64), e a PERMANOVA (distância Bray–Curtis) não detectou diferenças significativas na composição das comunidades fúngicas entre variedades (F = 1,11; R² = 0,12; p = 0,35). Tanto a análise univariada (GLMM) como a multivariada (PERMANOVA) sugerem que as variações na abundância e composição dos fungos não estão associadas ao factor variedade, sendo mais influenciadas por condições ambientais e de armazenamento do que por diferenças genéticas.

Tabela 5: PERMANOVA (distância Bray–Curtis)

Fonte	gl	Soma dos Quadrados	F	p-valor
Grupos	2	0,017	0,46	0,64
Resíduo	17	0,320		

Nos três distritos estudados (Chókwè, Chongoene e Manjacaze), a contaminação fúngica das sementes de arroz constituiu um problema generalizado. Manjacaze apresentou os níveis mais elevados de contaminação, seguido de Chókwè e Chongoene. A presença de manchas e micélio nos grãos indicou forte infestação fúngica, enquanto a ocorrência de sementes ocas e matéria inerte apontou deficiências no processamento pós-colheita e nas condições de armazenamento.

A comparação das médias das percentagens de grãos com manchas e de grãos vazios foi efectuada pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), sendo os resultados expressos através de atribuição de letras distintas às médias significativamente diferentes.

Tabela 6: Percentagem média de grãos com manchas nos distritos estudados

Distrito	Percentagem média (%) $\pm$ EP	Grupo de médias (Tukey 5%)
Chongoene	9,0 $\pm$ 1,2	B
Chókwè	17,6 $\pm$ 1,5	A
Manjacaze	19,3 $\pm$ 1,7	A

Médias seguidas da mesma letra não diferem significativamente entre si (Tukey, $p > 0,05$). Assim, Chongoene apresentou média significativamente inferior às de Chókwè e Manjacaze, as quais não diferiram entre si.

Tabela 7: Percentagem média de grãos vazios nos distritos estudados

Distrito	Percentagem média (%) $\pm$ EP	Grupo de médias (Tukey 5%)
Chongoene	5,0 $\pm$ 1,1	B
Chókwè	7,7 $\pm$ 1,3	ab

Manjacaze	$11,7 \pm 1,4$	a
------------------	----------------	----------

As médias indicam que Manjacaze apresentou percentagem de grãos vazios significativamente superior à de Chongoene, enquanto Chókwè apresentou valor intermédio, não diferindo dos demais.

Estes resultados confirmam que a contaminação fúngica e a qualidade física das sementes estão estreitamente relacionadas com as condições de armazenamento, práticas agrícolas e factores ambientais. Distritos como Chongoene e Chókwè, que evidenciaram menores níveis de contaminação, poderão beneficiar de melhores práticas de controlo e condições menos propícias ao desenvolvimento fúngico, ao passo que Manjacaze, com a maior incidência, requer intervenções prioritárias de melhoria do manuseamento e armazenamento pós-colheita.

Esta tendência está em consonância com os resultados de Matusse et al. (2023), que registaram 63,08 µg/kg de aflatoxinas em Manjacaze, em contraste com 1,2 µg/kg em Chongoene, demonstrando que a eficiência da secagem, ventilação e limpeza é determinante na contenção da contaminação fúngica (Pitt & Hocking, 2009; Kumar et al., 2008).

4.4. Comparação dos níveis de contaminação por espécie de fungos nas sementes de arroz

A comparação entre os níveis de contaminação dos grãos de arroz por variedade e por espécie de fungo (Anexo 2) mostrou que a interação entre esses dois factores não foi estatisticamente significativa. Isso indica que a contaminação de fungos nos grãos não dependeu da variedade de arroz analisada. Contudo, verificou-se que houve diferenças estatisticamente significativas entre as espécies de fungos, demonstrando que algumas espécies apresentaram maior capacidade de colonizar e comprometer os grãos de arroz do que outras.

Tabela 8: Comparação dos níveis de contaminação por fungos nos grãos de arroz

Espécie	Média (%)	Grupo
<i>Rhizopus sp</i>	92.8	a
<i>Rhizopus stolonifera</i>	90.2	a
<i>Fusarium sp</i>	88.7	a
<i>Aspergillus flavus</i>	69.5	ab
<i>Penicillium chrysogenum</i>	57.9	abc
<i>Aspergillus niger</i>	36.7	bcd

<i>Microdochium oryzae</i>	34.1	cd
<i>Alternaria sp</i>	20.4	d

Os resultados do teste de comparação de médias mostram que *Rhizopus sp.*, *Rhizopus stolonifera* e *Fusarium sp.* foram os fungos com maiores níveis de contaminação nas sementes de arroz, sem diferenças significativas entre si. *Aspergillus flavus* e *Penicillium chrysogenum* apresentaram níveis intermediários, enquanto *Aspergillus niger* e *Microdochium oryzae* mostraram contaminação mais baixa. Já *Alternaria sp.* destacou-se como a espécie menos contaminante, diferindo estatisticamente das demais.

4.5. Associações entre as espécies de fungos e os distritos avaliados

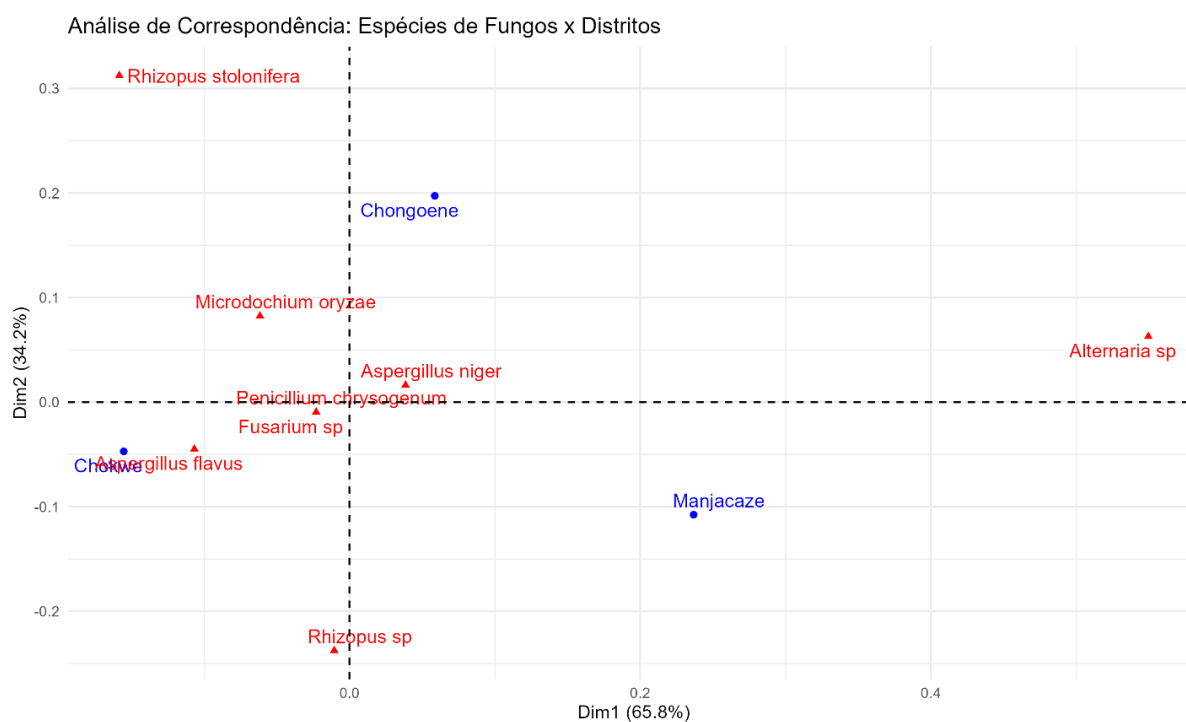


Figura 9: Análise de Correspondência: Entre as Espécies de Fungos e os distritos

A Análise de Correspondência (CA) mostrou associações específicas entre espécies de fungos e distritos. As espécies *Aspergillus flavus* e *Fusarium sp.* estiveram mais próximas de Chókwe, indicando maior probabilidade de ocorrência nessa região, enquanto *Microdochium oryzae* e *Aspergillus niger* se associaram mais a Chongoene, sugerindo preferência por suas condições ambientais. Espécies como *Alternaria sp.* e *Rhizopus stolonifera* apareceram isoladas, possivelmente devido à baixa frequência ou exigências ecológicas específicas.

A posição central de Chókwè indica maior diversidade fúngica, ao passo que Manjacaze, mais distante no gráfico, apresentou menor diversidade ou ocorrência seletiva. Esses padrões espaciais concordam com estudos anteriores que relacionam a distribuição e diversidade de fungos às condições edafoclimáticas e práticas agrícolas locais (Smith et al., 2020; Johnson et al., 2018; García et al., 2021).

4.6. Análise de Correlação entre a Contaminação Fúngica e número de grãos com manchas e número de grãos vazios

Para complementar a análise qualitativa da contaminação fúngica nas sementes de arroz, fez-se uma análise estatística de correlação entre a variável nível médio de contaminação fúngica e as variáveis presença de grãos com manchas e número de grãos vazios. Utilizando o coeficiente de correlação de *Pearson*, observa-se na figura abaixo, uma correlação fraca e negativa entre contaminação confúngica e manchas ($r = -0.137$), bem como entre contaminação confúngica e grãos vazios ($r = -0.171$). Estes valores indicam que não há uma relação linear forte entre o aumento das manchas ou de grãos vazios e o aumento da contaminação fúngica, contrariando parcialmente a hipótese sugerida na análise fitossanitária anterior, que indicava uma associação direta entre a presença de manchas e o nível de infecção fúngica, especialmente nos distritos de Chókwè e Manjacaze.

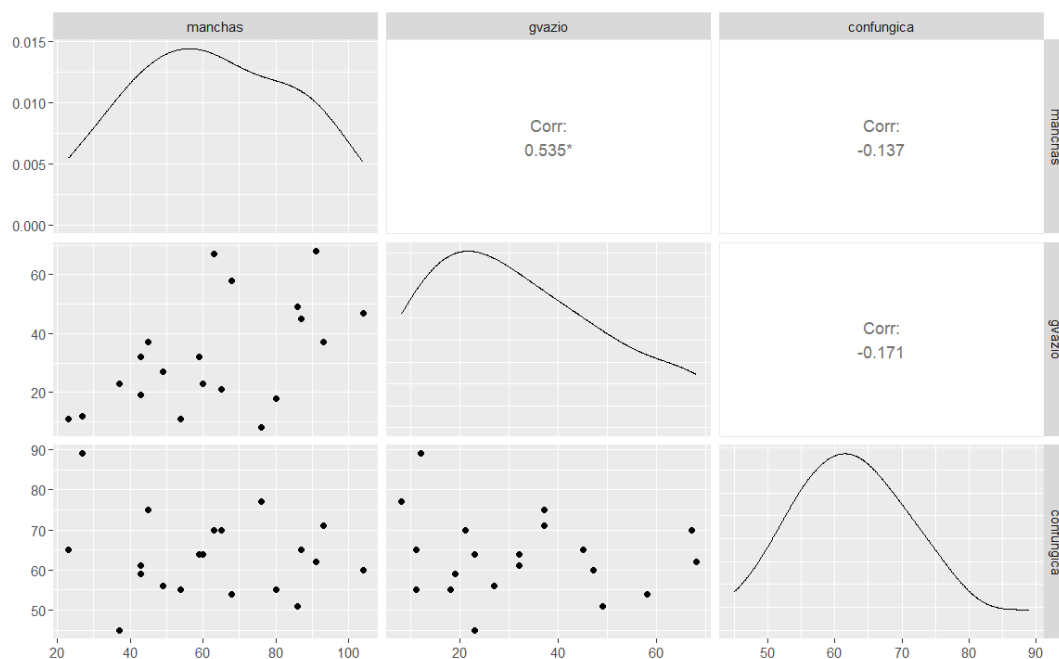


Figura 10: Análise de Correlação entre a Contaminação Fúngica, Manchas e Grãos Vazios

Em Chókwè, observou-se cerca de 18% de grãos manchados e uma elevada presença de fungos (50% do total identificado nos três distritos). Esperava-se uma correlação positiva entre

manchas e contaminação fúngica, porém os resultados (Figura 7) mostraram o oposto: a correlação foi negativa e fraca, indicando que as manchas não são um indicador confiável da contaminação quantitativa. Isso pode ocorrer porque manchas visíveis nem sempre representam infecções ativas, podendo derivar de infecções antigas ou de factores abióticos (Schaad et al., 2001).

De forma semelhante, a presença de grãos vazios também não se correlacionou positivamente com a contaminação fúngica ($r = -0,171$). Em Chongoene, por exemplo, verificou-se 5% de grãos vazios, mas baixa contaminação fúngica, sugerindo que a formação de grãos ocos pode estar relacionada a deficiências nutricionais, estresse ambiental ou problemas genéticos, e não apenas à ação de fungos (Carvalho & Nakagawa, 2012).

Esses resultados reforçam que a inspeção visual a seco é limitada como método de diagnóstico, devendo ser complementada por análises laboratoriais, como isolamento em meio de cultura ou quantificação de micotoxinas. Essa conclusão concorda com o Manual de Análise Sanitária de Sementes (2009), que recomenda técnicas mais precisas para avaliação sanitária.

Achados semelhantes foram relatados por Matusse et al. (2023), que detectaram altos teores de aflatoxinas em sementes visualmente sadias em Manjacaze, demonstrando que a contaminação fúngica pode ocorrer de forma latente, sem sintomas visuais evidentes.

V. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

5.1. Conclusões:

- A análise fitossanitária revelou diferenças na qualidade das sementes entre os três distritos, com Manjacaze apresentando maior nível de contaminação, seguido por Chókwè e Chongoene.
- As espécies de fungos encontrados nos distritos de Chókwè, Chongoene e Manjacaze são: *Alternaria sp.*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium sp.*, *Microdochium oryzae*, *Penicillium chrysogenum*, *Rhizopus sp.*, e *Rhizopus stolonifera*, com maior prevalência de *Fusarium sp.*, *Aspergillus flavus* e *Rhizopus sp.*
- Não houve diferença significativa nos níveis de contaminação fúngica entre os distritos ou variedades, e não houve associação entre os resultados obtidos na análise fitossanitária e resultados obtidos na contaminação fúngica, revelando que a inspecção à seco não é suficiente para determinar o estado de contaminação por fungos nas sementes.

5.2. Recomendações

Aos Pesquisadores:

- Que se realizem pesquisas em Gaza para avaliar as práticas de armazenamento de sementes de arroz, incluindo condições de temperatura, humidade e ambiente, bem como a relação entre esses factores e a ocorrência de fungos.
- Que desenvolvam mais estudos do gênero incluindo novos locais, novas variedades, usando adequadas condições de incubação e uma combinação de métodos de identificação de fungos como, por exemplo, método de lavagem e centrifugação para detectar esporos e métodos específicos para certos fungos que não crescem bem na câmara húmida.

Aos Produtores:

- Utilizem armazéns limpos, ventilados e protegidos da humidade para conservar as sementes, bem como realização de controlo regular de pragas, evitando a ação de insectos e roedores que favorecem a contaminação.
- Rotação de culturas.

Ao Governo e organizações/instituições não-governamentais:

- Desenvolver programas de capacitação para agricultores sobre boas práticas de armazenamento e manuseio de sementes de arroz.
- Investir em infraestruturas adequadas de armazenagem (silos, armazéns ventilados, controlo de temperatura e humidade).

VI. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abramson, D., Hulasare, R., White, N. D. G., Jayas, D. S., & Marquardt, R. R. (1999). Mycotoxin formation in hulless barley during granary storage at 15 and 19 % moisture content. *Journal of Stored Products Research*, 35(3), 297–305.
- Abrunhosa, L., Paterson, R. R. M., & Venâncio, A. (2010). Biodegradation of ochratoxin A for food and feed decontamination. *Toxins*, 2(8), 1078–1099.
- Achar, P. N., Quyen, P., Adukwu, E. C., Sharma, A., Msimanga, H. Z., Nagaraja, H., & Myanjarappa, S. (2020). Investigation of the antifungal and anti-aflatoxigenic potential of plant-based essential oils against *Aspergillus flavus* in peanuts. *Journal of Fungi*.
- Actor, J.K. (2007). *Imunologia e microbiologia*, Rio de Janeiro: Elsevier, p.184.
- Adebajo, O., Idowu, A., & Adesanya, O. (1994). Mycoflora, and mycotoxins production in Nigerian corn and corn-based snacks. *Mycopathologia*, 126, 183–192.
- Agarwal, V. K., & Sinclair, J. B. (1997). *Principles of Seed Pathology*. CRC Press.
- Agrios, G. N. (2005). *Plant pathology* (5^a ed.). Elsevier Academic Press.
- Agrios, G. N. (1988). *Plant pathology* (3rd ed.). Academic Press.
- Alexopoulos, C. J., & Mims, C. W. (1979). *Introductory Mycology* (3^a ed.). Wiley.
- Athié, M. L., Lazzari, V., & Marcia, M. (1998). Capítulo sobre fungos de campo e armazenamento – *Secagem e Armazenagem de Produtos Agrícolas*. In Juarez (Ed.), *Secagem e Armazenagem de Produtos Agrícolas*
- Awuchi, C. G., Ondari, E. N., Ogbonna, C. U., Upadhyay, A. K., Baran, K., Okpala, C. O. R., Korzeniowska, M., & Guiné, R. P. F. (2021). Mycotoxins Affecting Animals, Foods, Humans, and Plants: Types, Occurrence, Toxicities, Action Mechanisms, Prevention, and Detoxification Strategies—A Revisit. *Foods*, 10(6), 1279.
<https://doi.org/10.3390/foods10061279>.
- Azevedo, J. L. (2007). *Micologia agrícola*. Guaíba: Agropecuária.

- Banco Mundial. (2019). *Climate-Smart Agriculture in Mozambique* (relatório).
- Berjak, P. (1987). *Seed storage and survival: a microecological view* (Capítulo em coletânea).
Em: McLean, M., & Berjak, P., *Seed science and technology*, Seed Science and Technology, 15, 831–850.
- Barnett, H. L., & Hunter, B. B. (1998). *Illustrated genera of imperfect fungi* (4ª ed.). APS Press.
- BASF. (2023). *Higienização de unidades de armazenamento: práticas e recomendações para sementes de arroz*. BASF.
- Bias, C., & Donovan, C. (2003). Agricultural productivity and profitability: Strategies for the improvement of Mozambican rice production. *Journal of Agricultural Economics*, 45(2), 287–295.
- Bila, J., Mustafa, I., Muthambe, A., & Mondjana, A. (2022). Mycotoxigenic fungi and aflatoxins quantification in groundnuts (*Arachis hypogaea* L.) from Southern Mozambique. *Green Report*, 3, 28–34.
- Bussab, W. O., & Morettin, P. A. (2017). *Estatística Básica* (9ª ed.). São Paulo: Saraiva.
- CALDAS, Silva, S. C., & Oliveira, J. N. (2002). *Aflatoxinas e ocratoxina A em alimentos e risco para a saúde humana*. Revista Saúde Pública, São Paulo, v. 36, n. 3, p. 319-323
- Carlile, M. J., Watkinson, S. C., & Gooday, G. W. (2001). *The Fungi* (2nd ed.). Academic Press.
- Carvalho, N. C. M., & Nakagawa, J. (1988). *Sementes: Ciências, tecnologia e produção*. Jaboticabal: FUNEP.
- Carvalho, N. M., & Nakagawa, J. (2012). *Sementes: ciência, tecnologia e produção* (5ª ed.). Jaboticabal: FUNEP.
- Chavarria, L., Silva, J. L., & Costa, F. M. (2021). Environmental factors influencing rice productivity: Temperature, water availability, and solar radiation. *Journal of Agricultural Science*.

- Cossa, V., Muocha, I., Carvalho, M. O., & Rickman, J. (2012). Avaliação da qualidade física, fisiológica e sanitária de sementes de Arroz proveniente dos distritos de Chókwè e Macia.
- de Sousa, L. S., Wambua, R. M., Raude, J. M., & Mutua, B. M. (2019). *Assessment of Water Flow and Sedimentation Processes in Irrigation Schemes for Decision-Support Tool Development: A Case Review for the Chókwè Irrigation Scheme, Mozambique*. AgriEngineering.
- Elevagro. (2023). *Uso de cultivares resistentes e adaptações varietais no cultivo de arroz*. Elevagro.
- Embrapa. (2004). *Dados sobre a produção mundial de Arroz*. Embrapa Arroz e Feijão.
- Embrapa. (2023). *Manejo de doenças fúngicas no arroz: tratamento de sementes e rotação cultural*. Embrapa.
- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa). (1977). *Manual de métodos e pesquisa em Arroz*. Centro Nacional de Pesquisa de Arroz e Feijão, Goiânia, GO.
- Fageria, N. K. (2014). Rice production worldwide. *Advances in Agronomy*, 123, 1–56.
- FAO. (2016). FAO aposta em advocacia para promover leguminosas em Moçambique. *ONU News*. <https://news.un.org/pt/audio/2016/02/1161751>
- FAO. (2019). *The state of food security and nutrition in the world 2019*. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- FAO. (2020). *Rice production and postharvest challenges in Sub-Saharan Africa*. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- FAO. (2021). *Rice market monitor*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO. (2021). *Sustainable agricultural development for food security and nutrition: What roles for livestock?* Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org>

- FAO. (2022). *Rice market monitor*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Retrieved from <https://www.fao.org/3/cb9452en/cb9452en.pdf>
- FAO. (2022). *The state of food and agriculture 2022: Climate change, agriculture and food security*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO. (2025). *Food Outlook: Global output of key food commodity crops on course for new records*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Farooq, M., Basra, S. M. A., Wahid, A., & Khaliq, A. (2010). *Rice seed invigoration: A review*. Springer.
- Feistritzer, W. P. (1984). *Rice seed health and quality*. International Rice Research Institute.
- Filho, A. B., Prabhu, A. S., & Silva, G. B. (2012). *Doenças do arroz*. In L. Amorim, J. A. M. Rezende, & A. Bergamin Filho (Eds.), *Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas* (Vol. 2, pp. 57–80). São Paulo: Agronômica Ceres.
- Garcia S. M. Zerbi A. Aliaume C. Do Chi T. Lasserre G. (2003). The ecosystem approach to fisheries. Issues, terminology, principles, institutional foundations, implementation and outlook. FAO Fisheries Technical Paper, 443.71pp
- García, R., Torres, P., & Díaz, M. (2021). Patógenos agrícolas em áreas tropicais: Influências ambientais e estratégias de mitigação. *Journal of Tropical Agriculture*, 12, 245–258. <https://doi.org/10.1016/j.jta.2021.03.014>
- González, H. H. L., Martínez, E. J., Pacin, A., Resnik, S. L., & Martino, R. R. (2010). Fungal contamination and mycotoxin natural occurrence in corn samples from Entre Ríos Province, Argentina. *Mycotoxin Research*, 26, 229–233.
- Greenacre, M. (2007). *Correspondence Analysis in Practice* (2nd ed.). Boca Raton: Chapman & Hall/CRC.
- Hair, J. F., Black, W. C., Babin, B. J., Anderson, R. E., & Tatham, R. L. (2009). *Análise multivariada de dados* (6ª ed.). Porto Alegre: Bookman.

- Hoeltz, M. et al. (2009). Mycobiota and mycotoxinas em amostras de Arroz colectadas durante o sistema estacionário de secagem e armazenamento. *Ciência Rural*, 39(3), 803–808.
- Hussein, H. S., & Brasel, J. M. (2001). *Toxicity, metabolism, and impact of mycotoxins on humans and animals*. *Toxicology*, 167(2), 101–134. [https://doi.org/10.1016/S0300-483X\(01\)00471-1](https://doi.org/10.1016/S0300-483X(01)00471-1)
- INAM. (2020). *Relatório climático anual de Moçambique*. Instituto Nacional de Meteorologia. Maputo, Moçambique.
- INE. (2020). *Anuário Estatístico 2019*. Instituto Nacional de Estatística de Moçambique. Maputo, Moçambique.
- Instituto Nacional de Estatística (INE). (2021). *Estatísticas de Moçambique*. Maputo, Moçambique. Retrieved from <http://www.ine.gov.mz/>
- Instituto Nacional de Estatística (INE). (2023). *Estatísticas de Moçambique*. Maputo, Moçambique. Retrieved from <http://www.ine.gov.mz/>
- Instituto Nacional de Estatística (INE). (2011). *Estatísticas agrícolas: Produção de Arroz em Moçambique*.
- International Commission on Microbiological Specifications for Foods*. (1996). *Definitions and methodology for microbiological criteria for foods* (2nd ed.)
- IRRI. (2013). *Rice in Africa*. International Rice Research Institute. Retrieved from <https://www.irri.org/rice-africa>
- IRRI. (2021). *World Rice Statistics*. International Rice Research Institute.
- Ismael, F., et al. (2021). *Understanding the Dynamics of Rice Farming Systems in the Chókwe Irrigation Scheme (CIS), southern Mozambique*. Agronomy
- ISTA. (2008) International Ruler For Seed Testing: The Germination Test. Seed Science and Technology, p. 7
- ISTA. (2020). *International Rules for Seed Testing*. International Seed Testing Association.

- Jayas, D. S., & White, N. D. G. (2003). *Stored-grain ecosystems*. In D. S. Jayas, N. D. G. White, & W. E. Muir (Eds.)
- JICA (Japan International Cooperation Agency). (2009). *Mozambique — Agricultural overview and rice production systems* (relatório).
- Johnson, L. M., Brown, H., & Davis, E. (2018). Environmental factors influencing fungal diversity in agricultural soils. *Agricultural and Environmental Microbiology*, 24(7), 678–689. <https://doi.org/10.1099/aem.2018.07.035>
- Kumar, P., Mahato, D. K., Kamle, M., Mohanta, T. K., & Kang, S. G. (2008). Aflatoxins: A global concern for food safety, human health and their management. *Frontiers in Microbiology*, 8, 1705.
- Lazzari, M. L., & Hermanas. M. (2002). Influence of water activity, temperature and incubation time on the simultaneous production of deoxynivalenol and zearalenone in corn (*Zea mays*) by *Fusarium graminearum*. *Food Chemistry*, 79(3), 315–318. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(02\)00147-4](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(02)00147-4)
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing.
- Machado, J. C. (2017). *Patologia de sementes: Fundamentos e aplicações*. Editora UFV.
- Magan, N., & Aldred, D. (2007). Post-harvest control strategies: Minimizing mycotoxins in the food chain. *International Journal of Food Microbiology*, 119(1–2), 131–139.
- Mallmann, A. O. (2012). *Comparação da eficiência de dois planos de amostragem de milho para análise de micotoxinas* (Tese de doutorado). Universidade Federal de Santa Maria.
- Manual de Análise Sanitária de Sementes. (2009). Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, Brasília.
- MASA. (2016). *Plano Estratégico para o Desenvolvimento do Setor Agrário (PEDSA)*. Ministério da Agricultura e Segurança Alimentar, Moçambique. Retrieved from <http://www.masa.gov.mz/>

- Matusse, C., Mucumule, C., Bila, J., Sampaio, A., Venâncio, A., & Rodrigues, P. (2023). Contamination by aflatoxins in different food matrices produced and consumed in Mozambique. *Proceedings of WMF 2023*.
- Maude, R. B. (1996). *Seedborne diseases and their control: principles and practice*. CAB International.
- Menten, J. O. M., & Moraes, M. H. D. (2010). Métodos de detecção de fungos em sementes. *Summa Phytopathologica*.
- Mew, T. W., & Misra, J. K. (1994). *A manual of rice seed health testing*.
- Ministério da Agricultura e Segurança Alimentar (MASA). (2016). *Relatório sobre produtividade agrícola em Moçambique*.
- Ministério da Agricultura e Segurança Alimentar [MINAG]. (2019). *Plano de Desenvolvimento Agrário da Província de Gaza 2020–2024*. Maputo: Governo de Moçambique.
- Moore, D., Hyde, J. G., & Smith, M. J. P. (2008). *Biologia dos fungos* (2ª ed.). São Paulo: Editora Artmed.
- Moraes, S., Lima, M., & Sbalcheiro, C. (2016). Identificação de fungos em grãos de trigo pós-colheita. *Iniciação Científica CESUMAR*, 15(2), 157–163.
- Munkvold, G. P. (2018). Mycotoxins in cereals and other crops: Occurrence and control strategies. *Food Control*, 89, 287–292.
- Nakano, Y., Tsusaka, T. W., Aida, T., & Kajisa, K. (2018). Is farmer-to-farmer extension effective? The impact of training on technology adoption and rice farming productivity in Tanzania. *World Development*, 105, 336–351.
- Neergaard, P. (1977). *Seed Pathology* (Vols. 1–2). The Macmillan Press.
- Nguefack, J., Leth, V., Zollo, P. H., & Mathur, S. B. (2020). Evaluation of five essential oils from aromatic plants of Cameroon for controlling food spoilage and mycotoxin producing fungi. *International Journal of Food Microbiology*, 94, 329–334.

- Nhantumbo, N., Langa, D., & Chambe, M. (2020). Armazenamento de grãos em Gaza: desafios e perspectivas. *Revista de Ciências Agrárias de Moçambique*, 8(1), 55–68.
- NRDS2 — Monitoring & Evaluation Baseline Study (Rice for Africa). (2024). *National Rice Development Strategy - Mozambique (relatório de linha de base)*
- Pardo, E., Marín, S., Sanchis, V., & Ramos, A. J. (2004). *Prediction of fungal growth and ochratoxin A production by Aspergillus ochraceus on irradiated barley grain as influenced by temperature and water activity*. *International Journal of Food Microbiology*, 95(1), 79–88.
- Park, K. Y., & Bullerman, L. B. (1983). Effect of cycling temperatures on aflatoxin production by *Aspergillus parasiticus* and *Aspergillus flavus* in rice and cheddar cheese. *Journal of Food Science*, 48(3), 889–896. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1983.tb14924.x>
- Paster, N., & Bullerman, L. B. (1988). Mould spoilage and mycotoxin formation in grains as controlled by physical means. *International Journal of Food Microbiology*, 7(3), 257–265. [https://doi.org/10.1016/0168-1605\(88\)90044-X](https://doi.org/10.1016/0168-1605(88)90044-X)
- Pereira, M. A., Lima, R. F., & Costa, J. P. (2022). Aflatoxins in agricultural products: Impact on human health and food safety. *Food Control*.
- Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009). *Fungi and food spoilage*. Springer Science & Business Media.
- Planet Arroz. (2023). *Manejo pós-colheita e armazenamento adequado de arroz para prevenir contaminação fúngica*. Planet Arroz.
- PURCHASE, I.F.H. (1974). *Micotoxins*. Amsterdam: Elsevier Scientific, 443 p
- Putzke, J., & Putzke, M. J. (1998). *Reinos dos fungos, os*. Santa Cruz do Sul, RS: EDUNISC
- Puzzi, D. (2000). *Armazenamento e abastecimento de grãos*. Campinas: Instituto Campineiro de Ensino Agrícola. 603 p
- Raven, J. Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (Eds.). (2014). *Raven Biology of Plants* (8th ed.). W. H. Freeman / Palgrave Macmillan. Revisado em *Annals of Botany*, 113.

- Rupollo, G., Gutkoski, L. C., Martins, I. R., & Elias, M. C. (2006). Effects of grain moisture and hermetic storage on fungi contamination and mycotoxin production in oats. *Ciência e Agrotecnologia*, 30(1), 124-133.
- Sánchez-Reparaz, M., Bautista-Capetillo, C., García, M., & Silva, L. (2020). Water resources and irrigation potential in the Limpopo Basin, Mozambique. *Water*, 12(6), 1651. <https://doi.org/10.3390/w12061651>
- Schaad, N. W., Jones, J. B., & Chun, W. (2001). *Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria* (2nd ed.). St. Paul, MN: APS Press.
- SCUSSEL, V. M. (1998). Micotoxinas em Alimentos. Florianópolis: Insular, 144p.
- Silva, A. P., Souza, R. A., & Oliveira, M. T. (2018). Impact of fungal diseases and mycotoxin contamination on rice productivity and quality. *Journal of Plant Pathology*, 100(4), 741–750.
- Smigic, N., Tomic, N., Udovicki, B., & Djekic, I. (2022). Prevention and practical strategies to control mycotoxins in the wheat and maize chain. *Food Control*, 136(2–3), 108855.
- Smith, J. P., Williams, K., & Anderson, D. R. (2020). Spatial distribution patterns of fungal species in relation to edaphic and climatic variables. *Fungal Ecology*, 14(5), 312–329. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2020.05.011>
- Sosnowski, M., et al. (2020). Mycotoxins in rice: A review of prevalence, risk factors, and health implications. *Journal of Food Protection*, 83(10), 1657–1670. <https://doi.org/10.1080/23311932.2016.1191103>.
- Steinberg, G., & Gurr, S. J. (2020). *Fungi, fungicide discovery and global food security*. *Fungal Genetics and Biology*, 144, 103476. <https://doi.org/10.1016/j.fgb.2020.103476>
- Syngenta. (2024). *Controle químico de fungos no arroz: moléculas, doses e mecanismos recomendados*. Syngenta.
- TANIWAKI, M. H.; SILVA, Neusely Silva. (2001). Fungos em alimentos: ocorrência e detecção. Campinas: Núcleo de Microbiologia/ITAL, 82p

Triola, M. F. (2017). *Introdução à Estatística* (12^a ed.). Rio de Janeiro: LTC.

United States Department of Agriculture. (2023). *Africa's rice production and import demand in 2023*. GoGlobal. <https://goglobal.moit.gov.vn/en/africas-rice-production-and-import-demand-in-2023.html>

Universidade Federal de Santa Maria (UFSM). (2023). *Cuidados na pós-colheita: secagem, umidade e armazenamento de grãos de arroz*. UFSM.

Wetzel, M. M. V. S. (1987). *Fungos de armazenamento*. In J. Soave & M. M. V. S. Wetzel (Eds.), *Patologia de sementes* (pp. 562–568). Campinas: Fundação Cargill.

WHEELER, K. A. Hurdman, B. F., & Pitt, J. I. (1991). Influence of pH on the growth of some toxigenic species of *Aspergillus*, *Penicillium* and *Fusarium*. *International Journal of Food Microbiology*, Amsterdam, v. 12, p. 141-150.

ANEXOS

ANEXO 1: Análise dos dados sobre a distribuição dos fungos nos distritos

Teste de Shapiro-Wilk para normalidade:

Shapiro-Wilk normality test

data: `anova_data$Media_Quantidade`

W = 0.96536, p-value = 0.5551

Teste de Levene para homogeneidade de variâncias:

Levene's Test for Homogeneity of Variance (center = median)

	Df	F value	Pr(>F)
group	2	0.5466	0.5869
	21		

Resultado da ANOVA:

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Distrito	2	233	116.5	0.104	0.901
Residuals	21	23422	1115.3		

ANEXO 2: *Análise de Correspondência*

Resultados da Análise de Correspondência:

Call:

CA(X = tabela_contingencia, graph = FALSE)

The chi square of independence between the two variables is equal to 4.963218 (p-value = 0.986318).

Eigenvalues

	Dim.1	Dim.2
Variance	0.027	0.014
% of var.	65.821	34.179
Cumulative % of var.	65.821	100.000

Rows

	<u>Iner*1000</u>	Dim.1	ctr	cos2	Dim.2	ctr	cos2
Chokwe	12.834	-0.155	43.534	0.916	-0.047	7.706	0.084
<u>Chongoene</u>	10.853	0.059	3.273	0.081	0.197	71.107	0.919
<u>Manjacaze</u>	17.332	0.237	53.193	0.829	-0.108	21.187	0.171

Columns

	<u>Iner*1000</u>	Dim.1	ctr	cos2	Dim.2	ctr	cos2
<u>Alternaria sp</u>	22.759	0.550	83.208	0.987	0.063	2.093	0.013
<u>Aspergillus flavus</u>	2.436	-0.107	7.664	0.850	-0.045	2.613	0.150
<u>Aspergillus niger</u>	0.217	0.039	0.684	0.850	0.016	0.233	0.150
<u>Fusarium sp</u>	0.102	-0.023	0.320	0.850	-0.010	0.109	0.150
<u>Microdochium oryzae</u>	1.223	-0.062	1.624	0.358	0.082	5.598	0.642
<u>Penicillium chrysogenum</u>	0.102	-0.023	0.320	0.850	-0.010	0.109	0.150
<u>Rhizopus sp</u>	6.075	-0.010	0.043	0.002	-0.238	43.249	0.998
<u>Rhizopus stolonifera</u>	8.105	-0.158	6.136	0.204	0.312	45.996	0.796
NULL							

ANEXO 3: *Análise dos dados sobre níveis de contaminação fúngica*

Legenda:

FATOR 1: Variedade

FATOR 2: Espécie_Fungo

Quadro da análise de variancia

Avaliação dos níveis de contaminação por Fungos na cultura de Arroz (*Oryza sativa* L.) na província de Gaza

Fonte de Variação	GL	SQ	QM	Fc	Pr > Fc
Variedade	2	70.0	35.0	0.5688	0.5681
Espécie_Fungo	7	5017.3	716.8	11.6557	0.0000
Variedade * Espécie_Fungo	14	1141.4	81.5	1.3258	0.2065
Resíduo	97	5965.0	61.5		
Total	120	12193.7			

CV = 37.25 %

Teste de normalidade dos residuos (Shapiro-wilk)

valor-p: 0.1871769

De acordo com o teste de Shapiro-wilk a 5% de significancia, os residuos podem ser considerados normais.

Interacao nao significativa: analisando os efeitos simples

Variedade

De acordo com o teste F, as medias desse fator sao estatisticamente iguais.

Niveis	Medias
1 Macassane	21.67114
2 Simiao 1	21.11173
3 Simiao F3	19.81773

Espécie_Fungo

Teste de Tukey

Grupo	Tratamento	Média
a	<i>Rhizopus sp</i>	92.84615
a	<i>Rhizopus stolonifera</i>	90.25
a	<i>Fusarium sp</i>	88.7
ab	<i>Aspergillus flavus</i>	69.54545

Avaliação dos níveis de contaminação por Fungos na cultura de Arroz (*Oryza sativa* L.) na província de Gaza

Grupo	Tratamento	Média
abc	<i>Penicillium chrysogenum</i>	57.95
bcd	<i>Aspergillus niger</i>	36.73333
cd	<i>Microdochium oryzae</i>	34.14286
d	<i>Alternaria sp</i>	20.44444

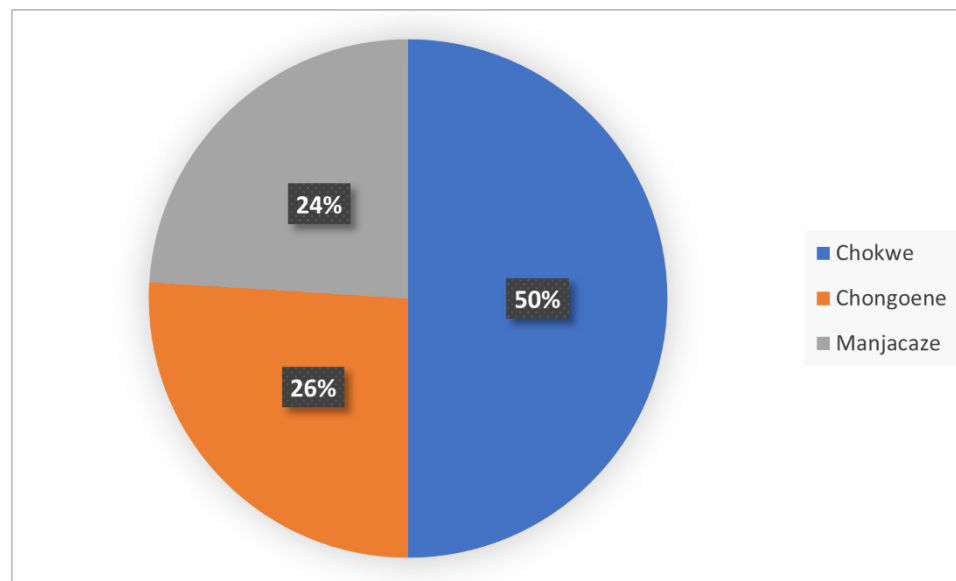
ANEXO 4: Percentagem de infecção fúngica registada em cada uma das amostras no distrito de Manjacaze/Chokwe/Chongoene

Fungo	Infestação Fúngica (%)																			20
	Amostras																			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	
<i>Acremonium strictum</i>																				
<i>Alternaria tenuis</i>																				
<i>Alternaria spp.</i>			1				2				4	8	8	3		5		5		11
<i>Aspergillus flavus</i>	27	36	29	20	7	11	20	24	25	15	21	15	38	8	5	15	16	20	21	28
<i>Aspergillus niger</i>	10	11	8	12					12	22	15	22	12			3	1	17		
<i>Bipolaris maydis</i>																				
<i>Bipolaris spicifera</i>																				
<i>Bipolaris spp.</i>																				
<i>Cladosporium</i>																				
<i>Colletotrichum cocudes</i>																				

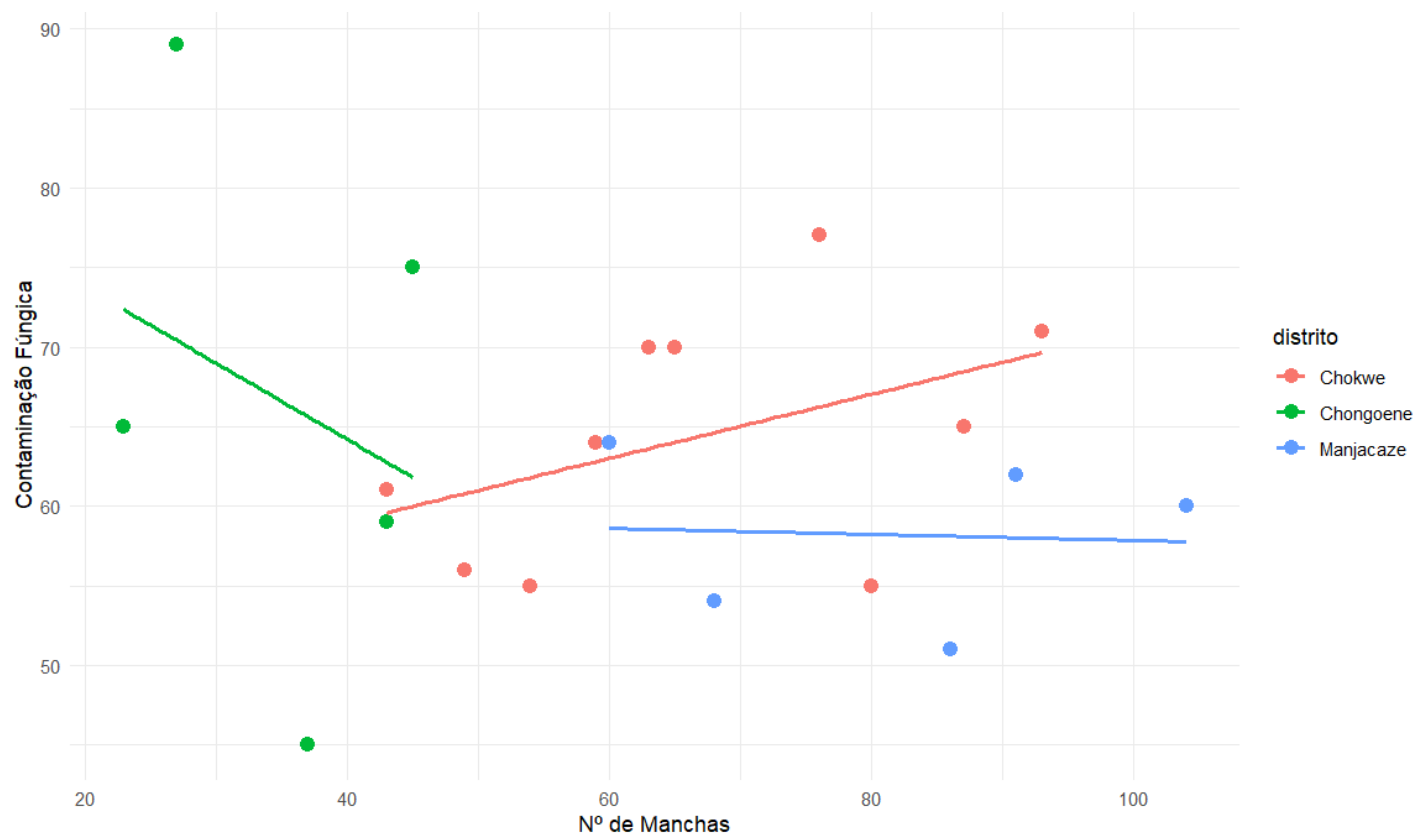
Avaliação dos níveis de contaminação por Fungos na cultura de Arroz (*Oryza sativa* L.) na província de Gaza

<i>Fusarium moniliforme</i>																				
<i>Fusarium solani</i>																				
<i>Fusarium subglutinas</i>																				
<i>Fusarium spp.</i>	26	20	25	20	33	40	21	33	18	22	15	15	6	8	34	16	44	20	30	26
<i>Microdochium oryzae</i>		7	1	5		11	7	16	11		5			13	8	14	2	14		8
<i>Penicillium chrysogenum</i>	8	7	13	22	18	16	26	14	13	20	24	8	11	30	15	18	6	1	20	10
<i>Phoma spp.</i>																				
<i>Rhizopus sp</i>	28		24	21			25	12	22	22	15	31	25	37		29				17
<i>Rhizopus stolonifera</i>		19			42	21									38		32	23	30	

ANEXO 5: Percentagem de Contaminação fúngica registada nos distrito de Manjacaze/Chokwe/Chongoene



ANEXO 6: Correlação entre as Manchas e contaminação fúngica



ANEXO 7: Correlação entre número de grão vazios e contaminação fúngica

