



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE  
CENTRO DE TECNOLOGIA E RECURSOS NATURAIS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA AGRÍCOLA**

**DISSERTAÇÃO**

**QUALIDADE FÍSICA, FISIOLÓGICA E SANITÁRIA DE SEMENTES DE  
MILHO (*Zea mays* L.) PELICULIZADAS E ARMAZENADAS**

**MICHAEL MARCOS DE AQUINO GOMES**

**CAMPINA GRANDE – PB  
FEVEREIRO - 2024**

**MICHAEL MARCOS DE AQUINO GOMES**

**QUALIDADE FÍSICA, FISIOLÓGICA E SANITÁRIA DE SEMENTES DE  
MILHO (*Zea mays* L.) PELICULIZADAS E ARMAZENADAS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola (PPGEA) da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), como parte dos requisitos necessários à obtenção do título de Mestre em Engenharia Agrícola.

**Área de concentração:** Processamento e Armazenamento de Produtos Agrícolas

**Orientador:** Professor Dr. Wilton Pereira da Silva

**CAMPINA GRANDE – PB**

**FEVEREIRO - 2024**

G633q

Gomes, Michael Marcos de Aquino.

Qualidade física, fisiológica e sanitária de sementes de milho (*Zea mays L.*) peliculizadas e armazenadas / Michael Marcos de Aquino Gomes.  
– Campina Grande, 2024.

144 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Tecnologia e Recursos Naturais, 2024.

"Orientação: Prof. Dr. Wilton Pereira da Silva".  
Referências.

CDU 633.15(043)



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE**  
POS-GRADUACAO EM ENGENHARIA AGRICOLA  
Rua Aprigio Veloso, 882, - Bairro Universitario, Campina Grande/PB, CEP 58429-900

## FOLHA DE ASSINATURA PARA TESES E DISSERTAÇÕES

**MICHAEL MARCOS DE AQUINO GOMES**

**“QUALIDADE FÍSICA, FISIOLÓGICA E SANITÁRIA DE SEMENTES DE MILHO (*Zea mays* L.) PELICULIZADAS E ARMAZENADAS”**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola como pré-requisito para obtenção do título de Mestre em Engenharia Agrícola.

Aprovada em: 27/02/2024

Wilton Pereira da Silva - Orientador(a) - PPGEA/CTRN/UFCG

Josivanda Palmeira Gomes - Examinador(a) Interno(a) - PPGEA/CTRN/UFCG

Rosilene Agra da Silva - Examinador(a) Externo(a) - UAGRA/CCTA/UFCG

Bruno Adelino de Melo - Examinador(a) Externo(a) - PDJ/UFCG



Documento assinado eletronicamente por **JOSIVANDA PALMEIRA GOMES, PROFESSOR(A) DO MAGISTERIO SUPERIOR**, em 03/04/2024, às 10:16, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 8º, caput, da [Portaria SEI nº 002, de 25 de outubro de 2018](#).



Documento assinado eletronicamente por **ROSILENE AGRA DA SILVA, PROFESSOR 3 GRAU**, em 03/04/2024, às 14:19, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 8º, caput, da [Portaria SEI nº 002, de 25 de outubro de 2018](#).



Documento assinado eletronicamente por **WILTON PEREIRA DA SILVA, PROFESSOR 3 GRAU**, em 03/04/2024, às 14:42, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 8º, caput, da [Portaria SEI nº 002, de 25 de outubro de 2018](#).



Documento assinado eletronicamente por **Bruno Adelino de Melo, Usuário Externo**, em 04/04/2024, às 17:29, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 8º, caput, da [Portaria SEI nº 002, de 25 de outubro de 2018](#).

---



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site <https://sei.ufcg.edu.br/autenticidade>, informando o código verificador **4333455** e o código CRC **835C23D8**.

---

Referência: Processo nº 23096.005350/2024-21

SEI nº 4333455

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço ao grande arquiteto do mundo pois, sem Deus, nada disso seria possível. Agradeço por me permitir viver essa oportunidade tão desejada e sonhada desde o início da minha graduação e por me confortar nos momentos de dificuldades, quando me vinham as lágrimas. Me guiou para que em tudo a Ti confiasse.

A minha fonte de inspiração, minha mãe, por me fazer levantar todos os dias com forças que nem eu mesmo sabia que tinha. Nilcimar Silva, se meu futuro será brilhante, palavra nenhuma conseguirá agradecer pelo que fez e faz por mim. Ao meu irmão Matheus Felipe, Cintia Larissa, Iranir Aquino e demais familiares que torceram e torcem pelo meu sucesso. Ao meu pai Reginaldo Gomes e minha avó Francisca Garcia (*in memoriam*), que se estivessem vivos, estariam vibrando junto a mim pelas minhas conquistas. Eu amo vocês infinitamente, não importando em que plano estão.

A Bruno Farias, pelo companheirismo. Obrigado por escolher ser meu companheiro nesta caminhada da vida, por compreender meus dias difíceis, por ser meu incentivo, minha força e fonte de inspiração quando os desafios e dificuldades quiseram me fazer desistir dos meus tão almejados sonhos. Ainda realizaremos muitos juntos!

Ao meu orientador, professor Wilton Pereira da Silva, pelo apoio, ensinamentos, empenho, dedicação e maestria, ajudando a enfrentar os obstáculos que surgiam durante a caminhada. Deixo aqui meu muito obrigado pelas orientações no desenvolvimento deste trabalho, tornando-o possível e por outros ensinamentos além da parte científica.

A Bruno Adelino, pela amizade e parceria. Serei eternamente grato por todos os ensinamentos, ajuda e palavras de incentivo, me mostrando que sou capaz. Você é dez!

Aos amigos que diariamente estavam comigo, Mailson Gonçalves, Juvêncio Olegário e Morgana Aragão, ajudando na pesquisa e a tornar a caminhada mais leve com nossas risadas. Aos meus amigos da vida Irlan Victor, Fernanda Mirele, José Armando, Fátima David, Rosilene Agra, Maria Eduarda e de laboratório Monique Saraiva, Caciana Cavalcanti, Sabrina Santos, Lumara Tatiely, Elizabeth Alves, Sara Morgana, Priscila França, Juanne Queiroz e Heloisa Santos. Vocês são especiais demais para mim.

Aos professores Josivanda Gomes, por ter sido uma excelente coordenadora e ter feito todo o possível para que seus alunos pudessem voar alto; a Rossana e Alexandre pelos ensinamentos, que juntos entregam a pós-graduação um ensino de qualidade.

A Capes, pelo apoio financeiro para minha formação acadêmica, contribuindo com o reconhecimento da ciência e pesquisa, levando a uma educação de qualidade.

A todas as pessoas que sonham, que lutam e realizam. Em especial a minha mãe, que sonhou e lutou comigo para que hoje tudo isso seja uma realidade, me dando forças quando não tinha.

**DEDICO**

*“Grandes batalhas só são dadas a grandes guerreiros.”*

Mahatma Gandhi.

GOMES, M. M. A. **Qualidade física, fisiológica e sanitária de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas.** 2024. 145 p. Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola). Universidade Federal de Campina Grande, campus Campina Grande, Paraíba.

## RESUMO

O milho é uma cultura presente em várias partes do mundo, servindo como fonte de alimento para humanos e animais e como fonte de energia. As sementes podem ser atacadas por pragas e insetos durante o armazenamento e a germinação. Diversos produtos são utilizados para o controle e o revestimento de sementes é uma técnica que potencializa a ação desses produtos. Diante do exposto, objetivou-se com essa pesquisa determinar as propriedades físicas, qualidade fisiológica e sanitária de sementes de milho peliculizadas durante 180 dias de armazenamento. Em cada processo de peliculização foi utilizada a proporção de 1 kg de sementes para 10 mL de calda, correspondendo a 1% do peso da semente. Ao longo do armazenamento, as análises ocorreram nos tempos 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180 dias após o revestimento. Foram determinadas as características físicas: biometria, porosidade, ângulo de repouso, atividade de água e realizado a cinética de absorção de água; na qualidade fisiológica o teor de água, teste de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG), matéria seca e porcentagem de infestação; e na qualidade sanitária a microflora e identificação dos principais fungos. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial  $14 \times 7 + 1$  (materiais empregados nos revestimentos mais o controle x períodos de armazenamento), cada tratamento contendo quatro repetições. Os dados foram submetidos à Análise de Variância ( $P \leq 0,05$ ). Para o fator quantitativo (períodos de armazenamento) os dados passaram por regressão na Análise de Variância para determinar os modelos para cada material. Para o fator qualitativo (materiais empregados nos revestimentos) as médias, quando necessário, foram comparadas pelo teste de Scott-Knott ( $P \leq 0,05$ ). Para as análises estatísticas foi utilizado o software Assistat 7.7 e LAB Fit Curve Fitting Software. A partir dos revestimentos, foi possível concluir que o extrato de própolis encontra-se dentro dos limites exigidos pela legislação brasileira; os revestimentos aplicados não alteraram as propriedades físicas; foi possível encontrar equações empíricas de 2 e 3 parâmetros para descrever a cinética de absorção de água, sendo a equação proposta por este trabalho quando comparada a equações da literatura foi a melhor para descrever a cinética de absorção de água; a peliculização não interferiu de forma significativa no teor final de água das sementes; a germinação das sementes peliculizadas reduz com o aumento da infestação de insetos; os tratamentos alternativos não interferiram no crescimento fúngico e o fungicida empregado impede o surgimento ou aparecimento dos principais fungos de armazenamento em sementes de milho.

**Palavras-chave:** armazenamento, peliculização, revestimento.

GOMES, M. M. A. **Physical, physiological and sanitary quality of corn (*Zea mays* L.) seeds coated and stored.** 2024. 145 p. Dissertation (Postgraduate Program in Agricultural Engineering). Federal University of Campina Grande, Campina Grande campus, Paraíba.

## ABSTRACT

Corn is a crop present in various parts of the world, serving as a source of food for humans and animals and as a source of energy. Seeds can be attacked by pests and insects during storage and germination. Several products are used for control and seed coating is a technique that enhances the action of these products. In view of the above, the objective of this research was to determine the physical properties, physiological and sanitary quality of corn seeds filmed during 180 days of storage. In each filming process, a proportion of 1 kg of seeds was used for 10 mL of syrup, corresponding to 1% of the seed weight. Throughout storage, analyzes occurred at times 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180 days after coating. The physical characteristics were determined: biometry, porosity, angle of repose, water activity and the water absorption kinetics were performed; in physiological quality, water content, germination test, Germination Speed Index (GVI), dry matter and percentage of infestation; and in sanitary quality, microflora and identification of the main fungi. The experimental design used was completely randomized, in a  $14 \times 7 + 1$  factorial scheme (materials used in coatings plus control x storage periods), each treatment containing four replications. The data were subjected to Analysis of Variance ( $P \leq 0.05$ ). For the quantitative factor (storage periods), the data underwent regression in Analysis of Variance to determine the models for each material. For the qualitative factor (materials used in the coatings), the means, when necessary, were compared using the Scott-Knott test ( $P \leq 0.05$ ). For statistical analysis, the Assistat 7.7 software and LAB Fit Curve Fitting Software were used. From the coatings, it was possible to conclude that the propolis extract is within the limits required by Brazilian legislation; the applied coatings did not change the physical properties; it was possible to find empirical equations with 2 and 3 parameters to describe the kinetics of water absorption, and the equation proposed by this work, when compared to equations in the literature, was the best to describe the kinetics of water absorption; film coating did not significantly affect the final water content of the seeds; the germination of film-coated seeds reduces with the increase in insect infestation; alternative treatments did not interfere with fungal growth and the fungicide used prevents the emergence or appearance of the main storage fungi in corn seeds.

**Keywords:** storage, filming, coating.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 3.1.</b> A cultura do milho .....	25
<b>Figura 3.2.</b> Principais produtores mundiais de milho (em milhões de toneladas) .....	26
<b>Figura 3.3.</b> Esquema da constituição da semente de milho .....	28
<b>Figura 3.4.</b> Própolis vermelha bruta .....	30
<b>Figura 3.5.</b> Tipos de revestimentos de sementes .....	35
<b>Figura 4.1.</b> Sementes de milho peliculizadas com as diferentes caldas de revestimentos .....	46
<b>Figura 4.2.</b> Equipamento utilizado para determinar o ângulo de repouso .....	47
<b>Figura 4.3.</b> Arranjo experimental empregado para a determinação do teor de absorção de água em sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas .....	48
<b>Figura 5.1.</b> Cinética da absorção de água por sementes de milho peliculizadas descritas pela Equação (5.13), Log Gaussian, ajustada aos dados experimentais: (a) controle, (b) própolis vermelha, (c) fungicida, (d) polímero 1, (e) polímero 2, (f) polímero 3, (g) cola PVA 1, (h) cola PVA 2, (i) cola PVA 3, (j) goma arábica 1, (k) goma arábica 2, (l) goma arábica 3, (m) goma mandioca 1, (n) goma mandioca 2, (o) goma mandioca 3 .....	67
<b>Figura 5.2.</b> Comportamento do teor de água (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	71
<b>Figura 5.3.</b> Comportamento da primeira contagem (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas, armazenadas durante 180 dias .....	77
<b>Figura 5.4.</b> Comportamento da germinação (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	82
<b>Figura 5.5.</b> Comportamento do Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	88
<b>Figura 5.6.</b> Comportamento da matéria seca (mg) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	94
<b>Figura 5.7.</b> Comportamento da infestação de insetos (%) nas sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	100
<b>Figura 5.8.</b> Comportamento da micoflora (%) nas sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	106
<b>Figura 5.9.</b> Comportamento do crescimento fúngico de <i>Rhizopus</i> spp. (%) das sementes .....	

de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	112
<b>Figura 5.10.</b> Comportamento do crescimento fúngico de <i>Aspergillus niger</i> (%) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	116
<b>Figura 5.11.</b> Comportamento do crescimento fúngico de <i>Aspergillus flavus</i> (%) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	121
<b>Figura 5.12.</b> Comportamento do crescimento fúngico de <i>Penicillium</i> spp. (%) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	125

## LISTA DE figuraS

<b>Quadro 3.1.</b> Estádios vegetativos e reprodutivos da planta de milho .....	27
<b>Quadro 5.1.</b> Melhores funções de 2 parâmetros para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, indicadas pelo “Finder”. Os números apresentados são os números de ordem das funções na biblioteca do LAB Fit .....	58
<b>Quadro 5.2.</b> Melhores funções de 3 parâmetros para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, indicadas pelo “Finder”. Os números apresentados são os números de ordem das funções na biblioteca do LAB Fit .....	59
<b>Quadro 5.3.</b> Equações empíricas usadas na literatura para cálculo de teor de água absorvida por sementes .....	62

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 4.1.</b> Formulações das caldas aplicadas como revestimentos nas sementes de milho .....	45
<b>Tabela 5.1.</b> Médias e desvio padrão da caracterização do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha e limites estabelecidos pela legislação brasileira .....	53
<b>Tabela 5.2.</b> Médias e desvio padrão da biometria (comprimento, largura e espessura) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	55
<b>Tabela 5.3.</b> Médias e desvio padrão das propriedades físicas ângulo de repouso (°), porosidade (%) e atividade de água ( $A_w$ ) das sementes de milho peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	56
<b>Tabela 5.4.</b> Resultados dos ajustes da Equação (5.1), Inverse of hyperbola, aos dados experimentais das cinéticas de absorção de água referentes aos tratamentos das sementes de milho peliculizadas .....	60
<b>Tabela 5.5.</b> Resultados dos ajustes da Equação (5.3), Log Gaussian, aos dados experimentais das cinéticas de absorção de água referentes aos tratamentos das sementes de milho peliculizadas .....	61
<b>Tabela 5.6.</b> Parâmetros dos modelos Peleg adaptada (5.5), Peleg com três parâmetros (5.6), Page modificada (5.7), Silva et alii modificada (5.8) e Polinômio de 3° grau (5.9) ajustados aos dados de absorção de água por sementes de milho peliculizadas com própolis vermelha .....	62
<b>Tabela 5.7.</b> Médias e desvio padrão do teor de água (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	69
<b>Tabela 5.8.</b> Médias e desvio padrão da primeira contagem (%) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	74
<b>Tabela 5.9.</b> Médias e desvio padrão da germinação (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	79
<b>Tabela 5.10.</b> Médias e desvio padrão do Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	85
<b>Tabela 5.11.</b> Médias e desvio padrão da matéria seca (mg) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	91

<b>Tabela 5.12.</b> Médias e desvio padrão da infestação de insetos (%) nas sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	97
<b>Tabela 5.13.</b> Médias e desvio padrão da micoflora (%) das sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	103
<b>Tabela 5.14.</b> Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de <i>Rhizopus</i> spp. (%) nas sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	109
<b>Tabela 5.15.</b> Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de <i>Aspergillus niger</i> (%) nas sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	114
<b>Tabela 5.16.</b> Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de <i>Aspergillus flavus</i> (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias .....	118
<b>Tabela 5.17.</b> Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de <i>Penicillium</i> spp. (%) de sementes de milho ( <i>Zea mays</i> L.) peliculizadas, armazenadas durante 180 dias .....	123
<b>Tabela 5.18.</b> Correlação simples entre variáveis estudadas no armazenamento de sementes de milho peliculizadas durante de 180 dias .....	127

## LISTA DE EQUAÇÕES

<b>Equação (4.1)</b> Clorofila a .....	42
<b>Equação (4.2)</b> Clorofila b .....	42
<b>Equação (4.3)</b> Clorofilas Totais .....	42
<b>Equação (4.4)</b> Carotenoides Totais .....	42
<b>Equação (4.5)</b> Flavonoides .....	43
<b>Equação (4.6)</b> Antocianinas .....	43
<b>Equação (4.7)</b> Perda por dessecação .....	43
<b>Equação (4.8)</b> Sólidos solúveis .....	44
<b>Equação (4.9)</b> Cinzas .....	44
<b>Equação (4.10)</b> Teor de água .....	49
<b>Equação (4.11)</b> Teor de água .....	50
<b>Equação (4.12)</b> Índice de Velocidade de Germinação (IVG) .....	51
<b>Equação (4.13)</b> Porcentagem de infestação .....	51
<b>Equação (5.1)</b> Teor de água .....	58
<b>Equação (5.2)</b> Teor de água .....	59
<b>Equação (5.3)</b> Teor de água .....	60
<b>Equação (5.4)</b> Teor de água .....	60
<b>Equação (5.5)</b> Peleg adaptada .....	62
<b>Equação (5.6)</b> Peleg com três parâmetros .....	62
<b>Equação (5.7)</b> Page modificada .....	62
<b>Equação (5.8)</b> Silva et alii modificada .....	62
<b>Equação (5.9)</b> Polinômio de 3° grau .....	62

## LISTA DE SÍMBOLOS

$\mu\text{g}$	Micrograma
$\mu\text{L}$	Microlitro
$a$	Parâmetro dos modelos matemáticos para cinética de absorção (adimensional)
$A_w$	Atividade de água
$b$	Parâmetro dos modelos matemáticos para cinética de absorção (adimensional)
b.u.	Base úmida
$c$	Parâmetro dos modelos matemáticos para cinética de absorção (adimensional)
Ca	Clorofila a
Cb	Clorofila b
D	Número de sementes danificadas
$d$	Parâmetro dos modelos matemáticos para cinética de absorção (adimensional)
$e$	Exponencial
Fd	Fator de diluição
G1	Número de plântulas normais
G2	Número de plântulas normais
I	Número de sementes íntegras
IVG	Índice de Velocidade de Germinação
Ln	Logaritmo neperiano
N1	Número de dias da contagem
N2	Número de dias da contagem
nm	Nanômetro
$\emptyset$	Diâmetro (cm)
p	Peso final (g)
P	Peso inicial (g)
P1	Peso inicial (g)
P2	Peso final (g)
PI	Porcentagem de infestação
Ps1	Peso inicial da cápsula (g)
Ps2	Peso final da cápsula (g)
PVA	Acetato de polivinila
r	Coefficiente de correlação
R	Reprodutivo

R1	Embonecamento
R2	Bolha d'água
R <sup>2</sup>	Coefficiente de determinação (Adimensional)
R3	Leitoso
R4	Pastoso
R5	Formação de dente
R6	Maturidade fisiológica
rpm	Rotação por minuto
<i>t</i>	Tempo de absorção (dias)
<i>t<sub>a</sub></i>	Tara
V	Vegetativo
V(n)	Número de folha desenvolvida
V1	Primeira folha desenvolvida
V2	Segunda folha desenvolvida
V3	Terceira folha desenvolvida
V4	Quarta folha desenvolvida
VE	Emergência
VT	Pendoamento
W	Amostra de própolis (g)
$\chi^2$	Qui-quadrado (Adimensional)

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b>	<b>22</b>
<b>2. OBJETIVOS</b>	<b>24</b>
2.1 Objetivo geral	24
2.2 Objetivos específicos	24
<b>3. REVISÃO DE LITERATURA</b>	<b>25</b>
3.1 A cultura do milho	25
3.2 Própolis: usos e aplicações	29
3.3 Contaminação de sementes por microrganismos	32
3.4 Tecnologias de revestimento de sementes	33
3.4.1 Peliculização	35
3.4.2 Peletização	36
3.4.3 Incrustação	37
3.4.4 Revestimento de sementes com própolis	37
3.5 Armazenamento de sementes	39
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b>	<b>41</b>
4.1 Local do experimento	41
4.2 Obtenção das matérias primas	41
4.3 Preparação do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha	41
4.4 Caracterização do extrato de própolis vermelha	41
4.4.1 Compostos fenólicos	41
4.4.2 Clorofilas e carotenoides	42
4.4.3 Flavonoides e antocianinas	42
4.4.4 Taninos	43
4.4.5 Perda por dessecação	43
4.4.6 Determinação do resíduo seco (solúveis em etanol)	43
4.4.7 Cinzas	44
4.5 Preparação das caldas	44
4.6 Processo de revestimento e armazenamento	45
4.7 Propriedades físicas	46
4.7.1 Biometria	46
4.7.2 Ângulo de repouso	47
4.7.3 Porosidade	47
4.7.4 Atividade de água	48

4.8 Cinética de absorção de água.....	48
4.8.1 Determinação experimental da cinética de absorção de água .....	48
4.8.2 Modelos propostos.....	49
4.8.3 Obtenção de equações usando o “Finder” .....	49
4.9 Armazenamento .....	50
4.9.1 Teor de água.....	50
4.9.2 Teste de Germinação.....	50
4.9.3 Índice de Velocidade de Germinação (IVG).....	50
4.9.4 Matéria seca.....	51
4.9.5 Porcentagem de infestação de insetos .....	51
4.9.6 Micoflora .....	51
4.10 Delineamento experimental e análise estatística .....	52
<b>5. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>53</b>
5.1 Caracterização do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha .....	53
5.2 Propriedades físicas .....	54
5.2.1 Biometria .....	54
5.2.2 Ângulo de repouso, porosidade e atividade de água .....	56
5.5.3 Cinética de absorção de água.....	58
5.5.3.1 Equações empíricas com 2 parâmetros.....	58
5.5.3.2 Equações empíricas com 3 parâmetros.....	59
5.5.3.3 Ajustes usando a Equação (5.1).....	60
5.5.3.4 Ajustes usando a Equação (5.3).....	61
5.5.3.5 Comparação de equações da literatura com a Equação (5.3) .....	62
5.3 Armazenamento .....	68
5.3.1 Teor de água.....	68
5.3.2 Teste de germinação .....	73
5.3.3 Índice de Velocidade de Germinação (IVG).....	84
5.3.4 Matéria seca.....	90
5.3.5 Infestação de insetos.....	96
5.3.6 Micoflora .....	102
5.3.6.1 <i>Rhizopus</i> spp. ....	108
5.3.6.2 <i>Aspergillus niger</i> .....	113
5.3.6.3 <i>Aspergillus flavus</i> .....	117
5.3.6.4 <i>Penicillium</i> spp. ....	122
5.3.7 Correlação entre as variáveis de armazenamento.....	127

<b>6. CONCLUSÕES.....</b>	<b>129</b>
<b>7. REFERÊNCIAS .....</b>	<b>131</b>

## 1. INTRODUÇÃO

O milho (*Zea mays* L.), nomeado pelos nativos do Haiti, cujo nome significa “aquilo que sustenta a vida” é uma planta pertencente ao grupo dos cereais (Gageanu *et al.*, 2023) considerado um dos alimentos presentes em todas as partes do mundo, pela sua elevada produtividade e aplicações (Gauss *et al.*, 2019). O milho não possui importância somente na produção de uma cultura anual, mas em todo o envolvimento na produção agropecuária no Brasil, em fatores econômicos e sociais. Por ser usado de diversas formas, tanto na produção animal e no aspecto social, o milho configura-se como um dos mais importantes produtos do setor agrícola nacional (EMBRAPA, 2021).

O milho possui ótimas características agrônômicas (Zicarelli *et al.*, 2023). É considerado como uma das culturas mais amplamente difundidas no mundo, ficando atrás apenas do cultivo de arroz e de trigo, quando se trata de área semeada e produção. No entanto, seu rendimento pode ser afetado por diversos fatores como água, solo, calor e doenças, gerando perdas de 6 a 10% da produção todos os anos (Yang *et al.*, 2023).

As sementes de diversas culturas podem ser contaminadas por microrganismos de forma externa e interna, o que afeta sua qualidade. Esses microrganismos, como fungos e bactérias podem levar a ocorrência de doenças e deterioração da semente, o que causa uma diminuição no seu vigor e conseqüentemente acarretará em perdas na produção (Solanki *et al.*, 2021). Aproximadamente 90% das culturas voltadas para a alimentação no mundo são cultivadas através de sementes (Moumni *et al.*, 2021) e, com isso, faz-se necessário uma produção de sementes de qualidade, pois estas influenciam no desenvolvimento de toda a cadeia de produção, desde o cultivo, colheita, transporte e armazenamento. No entanto, seu vigor é diminuído devido a fatores como contaminação por microrganismos, insetos e condições ambientais, tornando-se um desafio para a indústria de sementes (Cui *et al.*, 2022).

A produtividade agrícola tem início a partir da semente, sendo seu tratamento um componente importante da intensificação agrícola (Sembada *et al.*, 2023). A técnica do revestimento de sementes, em sua forma clássica, é considerada uma prática bastante antiga, empregada como uma forma de melhorar a qualidade das sementes (Trica *et al.*, 2023). Três tipos de revestimentos podem ser elencados de acordo com a espessura do revestimento, sendo eles: incrustação, peletização e a peliculização (Szabó *et al.*, 2023).

A incrustação é um método de revestimento gerado a partir adição de líquidos e partículas sólidas, tendo como resultado uma semente revestida e completamente

coberta. As sementes incrustadas podem ser chamadas também de mini pellets e, comumente, seu aumento de peso após o revestimento varia de 8 a 500% (Afzar *et al.*, 2020). A peletização é outro método de revestimento, fazendo-se o emprego de líquidos e materiais inertes como terra, talco, bentonita, entre outros, aplicados na superfície das sementes e levando ao seu aumento de peso, facilitando o plantio de sementes pequenas e com tamanhos irregulares. O aumento de peso na peletização varia de 500 a 5000%, sendo considerado como uma continuação da operação de incrustação (Zhang *et al.*, 2022).

A peliculização, que é o revestimento utilizado no presente estudo, consiste na aplicação de um filme com composição obtida a partir de uma mistura de polímeros, plásticos e corantes que envolvem as sementes, não havendo alteração significativa de seu tamanho e forma. Fungicidas geralmente acompanham esses tratamentos, que ficam aderidos através do filme à semente, potencializando seu desempenho no combate contra microrganismos, bem como produtos naturais com mesma finalidade (Furquim *et al.*, 2022). Alguns fatores possuem importância quando se aplica a peliculização às sementes, como a distribuição do tamanho das partículas, porosidade e capacidade de absorção de água. Conforme se sabe, este último fator possui importância para o desenvolvimento germinativo das sementes (Bem-Jabeur *et al.*, 2021).

Diante o exposto, considerando a importância social e econômica do milho para o Brasil e para o mundo, e tendo em vista a utilização de produtos alternativos que possuem ação contra microrganismos, bem como a utilização de outros tipos de produtos de revestimento, é de fundamental importância para o meio agrícola avaliar a aplicação de produtos de revestimento em sementes e seu desempenho quanto a atividade física, fisiológica e sanitária, técnica que está situada no topo da indústria sementeira.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo geral**

Determinar as propriedades físicas, a qualidade fisiológica e sanitária de sementes de milho peliculizadas com extrato de própolis vermelha, durante seu armazenamento.

### **2.2 Objetivos específicos**

- Obter e realizar a caracterização do extrato de própolis vermelha quanto aos compostos fenólicos, taninos, clorofila total, carotenoides, flavonoides, antocianinas, perda por dessecação, solúvel em etanol e cinzas;
- Preparar e aplicar as caldas de revestimentos contendo ou não extrato de própolis vermelha, polímero, fungicida, cola PVA (acetato de polivinila), goma arábica e goma de mandioca, contendo extrato de própolis vermelha;
- Determinar as propriedades físicas (biometria, ângulo de repouso, porosidade e atividade de água) das sementes de milho submetidas aos diferentes revestimentos;
- Realizar a cinética de absorção de água pelas sementes de milho submetidas aos revestimentos, bem como determinar equações empíricas que melhor se apliquem a cinética de absorção, comparando com equações disponíveis na literatura;
- Avaliar a qualidade fisiológica das sementes (teste de germinação, índice de velocidade de germinação, matéria seca, infestação de insetos) e o teor de água pela influência dos revestimentos ao longo dos 180 dias de armazenamento;
- Verificar a qualidade sanitária (micoflora e principais tipos de fungos) das sementes de milho recobertas com os diferentes revestimentos, durante o armazenamento.

### 3. REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1 A cultura do milho

O milho é uma monocotiledônea pertencente ao reino Plantae, divisão Magnoliophyta, classe Liliopsida, subclasse Commelinidae, ordem Poales, família Poaceae (Gramíneae), subfamília Panicoideae, gênero *Zea* e espécie *Z. mays* (Quiñones-Muñoz *et al.*, 2022). Estima-se que a origem do milho seja da América Central ou do México, tendo seu desenvolvimento botânico entre 8 e 10 mil anos. Cultivado e comercializado em todos os continentes, o milho serve como alimentação básica para diferentes países do mundo, sendo transformado e consumido de diferentes formas (Figura 3.1) (EMBRAPA, 2015).



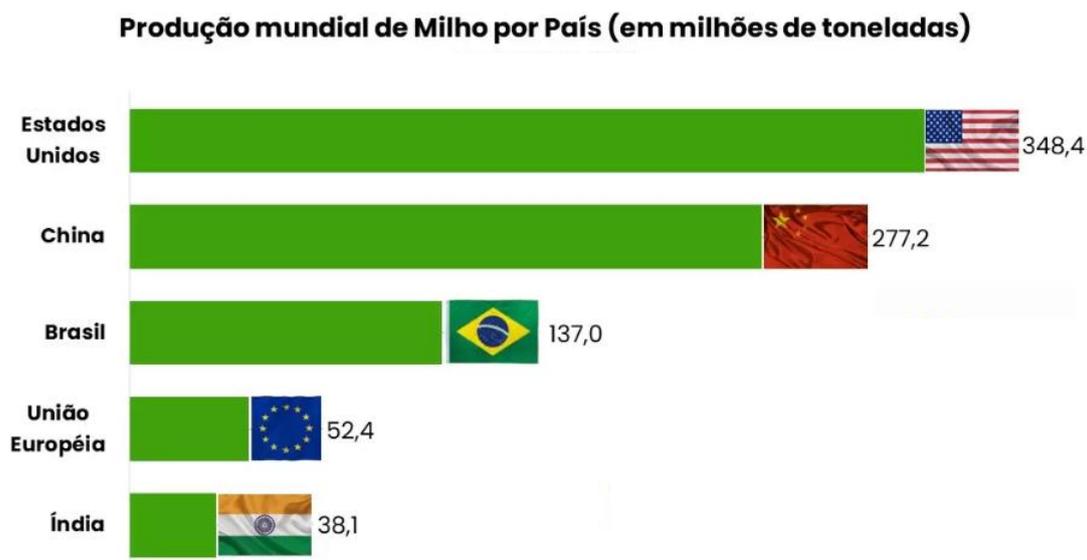
**Figura 3.1.** A cultura do milho.

**Fonte:** Brasil, 2022.

O milho teve sua domesticação a partir do teosinto anual selvagem (*Zea mays* spp. *parviglumis*) há aproximadamente nove mil anos atrás, no México. Esse processo abrangeu a acomodação do milho que tinha origem tropical, a condições temperadas e outras, evoluindo morfológicamente sua arquitetura. O milho primitivo e precoce teve sua distribuição na América do Norte e do Sul, adaptando-se a novos ambientes e formas de uso (Ranilla, 2020).

No ranking mundial no ano de 2023 o Brasil encontra-se como o 3º maior produtor de milho do mundo, ficando atrás apenas dos Estados Unidos e China (Figura 3.2), com uma produção alcançando 137,0 milhões de toneladas (o que equivale a 11% da produção

mundial total), estando acima da União Europeia com 52,4 milhões de toneladas, ocupando a quarta posição global na produção de milho e a Índia na quinta posição com 38,1 milhões de toneladas. Além disso o Brasil, em 2023, tornou-se o maior exportador mundial da cultura, ultrapassando os Estados Unidos. O Brasil desempenha um papel primordial no mercado global de grãos, sendo responsável por 27% de todo o milho comercializado intencionalmente (USDA, 2023).



**Figura 3.2.** Principais produtores mundiais de milho (em milhões de toneladas), em 2023.

**Fonte:** USDA, 2023.

De acordo com estimativas do United States Department of Agriculture (USDA, 2023), espera-se que para a safra de 2023/2024 a produtividade de milho alcance uma produção de 1,222 bilhões de toneladas, correspondendo a um aumento de 5,6% em relação a safra de 2022/2023.

A produção de milho no Brasil ocorre pelo plantio em duas épocas, sendo elas a primeira safra, também chamada de safra de verão e segunda safra ou safrinha. O plantio de verão é feito em todos os estados, em época tradicional (período chuvoso), acontecendo no final de agosto na região Sul, até os meses de outubro/novembro, no Sudeste e Centro-Oeste. Na região Nordeste, esse período acontece no início do ano. A safrinha faz referência ao milho de sequeiro, plantado fora do tempo, ocorrendo de janeiro a março indo até, no máximo, em meados de abril. Mesmo com as condições desfavoráveis de clima, a produtividade na safrinha vem sendo aprimorada, adaptando-se a essas condições, contribuindo para o crescimento no rendimento das lavouras nessa

época (EMBRAPA, 2015).

As características botânicas da planta de milho são descritas por um caule vertical pesado e sólido, com folhas grandes e finas aderidas, e com inflorescências femininas pistiladas, contribuindo para o desenvolvimento das espigas no enchimento dos grãos (Palanisamy *et al.*, 2020). O sistema de estádios de crescimento e desenvolvimento da planta divide-se em vegetativo (V) e reprodutivo (R) (Quadro 3.1). As subdivisões dos estádios vegetativos são denominados numericamente como V1, V2, V3 até V(n), onde (n) é a forma representativa da emissão da última folha antes do pendoamento (Vt). O primeiro e último estádio são representados por VE, relacionado a emergência e Vt ao pendoamento (EMBRAPA, 2006a).

**Quadro 3.1** - Estádios vegetativos e reprodutivos da planta de milho.

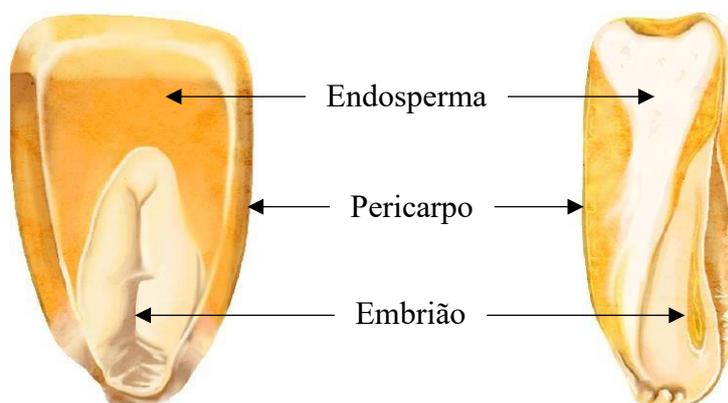
<b>Vegetativo</b>	<b>Reprodutivo</b>
VE – Emergência	R1 – Embonecamento
V1 – 1ª folha desenvolvida	R2 – Bolha d’água
V2 – 2ª folha desenvolvida	R3 – Leitoso
V3 – 3ª folha desenvolvida	R4 – Pastoso
V4 – 4ª folha desenvolvida	R5 – Formação de dente
V(n) – nª folha desenvolvida	R6 – Maturidade fisiológica
VT – Pendoamento	

Fonte: EMBRAPA, 2006.

O milho é categorizado em seis variedades: milho em vargem, milho dente, milho sílex, milho pipoca, milho doce e milho de farinha (Palanisamy *et al.*, 2020). Seus grãos possuem comumente colorações variando desde amarelo ou branco, preto até vermelho. De forma individual, o peso do grão pode variar entre 250 a 300 mg. Pelas suas características, existem cinco classes ou tipos de milho: dentado, duro, farináceo, pipoca e doce, sendo que, de forma majoritária, o milho comercial produzido nacionalmente é do tipo duro “Flint”, já em países com clima temperado predomina o tipo dentado (EMBRAPA, 2006b).

De forma básica, uma semente de milho possui três regiões teciduais distintas, a saber, o pericarpo (também chamado de casca, representa a cama externa mais rígida da semente, gerando proteção), o endosperma (caracterizada como a parte amilácea que tem como função o armazenamento de nutrientes de reserva) e o embrião (sendo o responsável por desenvolver uma nova planta após a semeadura) (Figura 3.3) (Gageanu *et al.*, 2023).

Em sua composição, o embrião encontra-se presente em aproximadamente 10 e 12% (p/p) da semente, consistindo em proteínas, óleos e minerais com alta qualidade. O endosperma ocupa a maior parte da semente e é constituído, sobretudo de amido (87,6% p/p) e proteína (8,0% p/p) servindo como fonte alimentação da semente (Gauss *et al.*, 2019).



**Figura 3.3.** Esquema da constituição da semente de milho.

**Fonte:** IPBeja (2016).

Fatores como água, luminosidade, temperatura e radiação solar limitam o período de crescimento e desenvolvimento do milho. Para que o potencial genético do milho se expresse ao máximo, a cultura necessita que o índice de fatores climáticos, principalmente a temperatura, pluviosidade e fotoperíodo alcancem níveis ótimos. A faixa de temperatura ideal para o crescimento do milho é de 25 a 33 °C durante o dia e 17 a 23 °C à noite. O milho é uma cultura muito exigente em água, no entanto, seu cultivo pode acontecer em regiões cujas as precipitações vão desde 250 mm até 5000 mm por ano, sendo que, durante o seu ciclo, a quantidade de água que a planta consome está em torno de 600 mm (EMBRAPA, 2010a).

As boas condições climáticas do Brasil favorecem a contaminação por diversos patógenos na cultura do milho, sendo as principais doenças da cultura as ferrugens, macha-branca, cercosporiose, enfezamento e podridão das espigas. Essas doenças possuem importância e variam de região para região e de ano para ano, devido fatores como susceptibilidade das cultivares, condições climáticas e o sistema de plantio empregado. Além dos vários prejuízos oriundos de infecções em diversas partes das plantas, alguns fungos podem contaminar as espigas, gerando micotoxinas, que são metabólicos tóxicos que causam inúmeros problemas a saúde humana e animal, tornado

os grãos e seus subprodutos inapropriados para comercialização. A cultura do milho é altamente susceptível a contaminação por micotoxinas, tornando-se alvo de fiscalização e regulação nacional e internacional, levando a exigência e realização de barreiras fitossanitárias contra o milho brasileiro para contaminação causadas por esses microrganismos (EMBRAPA, 2019).

### 3.2 Própolis: usos e aplicações

Pela etimologia da palavra, “própolis” deriva do grego “pro” (em defesa de) e “polis” (cidade ou sociedade), definindo-a como um “produto natural em defesa da comunidade” (Caetano *et al.*, 2023). Evidências antigas e exemplos do emprego da própolis podem ser encontrados em registros bíblicos. Os Egípcios a utilizavam como antiputrefativo, os Gregos e Romanos para forma medicinal e pelos Incas como antitérmico. Devido a sua atividade antimicrobiana, a própolis virou popular na Europa no Século XVII, além disso, foi incluída pelas farmacopeias de Londres na lista oficial de medicamentos (Silva-Beltrán *et al.*, 2021).

A própolis (cola de abelha), é uma substância resinosa e balsâmica natural produzida pelas abelhas (*Apis mellifera* L.) através de resinas coletadas em diferentes partes das plantas como folhas, flores, brotos jovens, caules e mucilagem sendo misturados com a saliva das operárias e cera (Zhang *et al.*, 2023). É utilizada pelas abelhas em suas colmeias como bloqueio de fendas e aplicada no recobrimento das paredes internas, servindo como mecanismo de defesa contra contaminações microbianas, evitando a entrada de insetos e parasitas (Caetano *et al.*, 2023).

Devido à variação da vegetação nas áreas geográficas de origem da própolis, o tipo de abelhas e a estação do ano, sua composição química pode variar. Entretanto, independente da fonte, em sua composição contém resinas (40 a 50%), ceras (20 a 30%), pólen (5%), óleos essenciais (14 a 16%), substâncias voláteis (8 a 12%) e alguns poluentes. Ainda, a própolis possui aroma característico e cores que podem variar de vermelho, verde, preto, marrom, amarelo, laranja e cinza (Olewnik- Kruszkowska *et al.*, 2022).

Os tipos de própolis podem ser encontrados em todas as partes do mundo. São eles: própolis verde brasileira (*Baccharis dracunculifolia*), própolis vermelha brasileira (*Dalbergia ecastophyllum*), própolis vermelha venezuelana (*Clusia* spp.), própolis bétula ou russa (*Betula verrucosa* Ehrh), própolis “Pacífico” e “Canária”, que possuem origem

vegetal desconhecida, entre outras (Moisés, Bobis, 2020).

No Brasil, são encontrados 13 tipos de própolis, distribuídos de acordo com sua localização geográfica, cor, origem botânica e propriedades físico-químicas. Classificada como o 13º grupo, a própolis vermelha pode ser achada, sobretudo, nas regiões litorâneas do país, nos estados de Alagoas, Pernambuco, Bahia, Sergipe e Roraima. Nesses estados, particularidades são apresentadas devido à sazonalidade climática, composição dos solos e a variedades das plantas, influenciando de forma direta sua composição química e atividades biológicas (Silva *et al.*, 2020).

A própolis vermelha (Figura 3.4) tem sua origem botânica da planta *Dalbergia ecastophyllum*, conhecida popularmente por rabo-de-bugio, sendo encontrada nos mangues da região litorânea do Nordeste brasileiro (Rodrigues, *et al.*, 2021). A própolis vermelha possui majoritariamente compostos como flavonoides biologicamente ativos, além de derivados do ácido cinâmico, ésteres e terpenos. Esses flavonoides constituem o grupo mais comum e variável dentre os compostos fenólicos da própolis vermelha, o qual exerce papel importante em distintos processos fisiológicos e diferentes funções, como na proteção da colmeia (Reis *et al.*, 2020).



**Figura 3.4.** Própolis vermelha bruta.

**Fonte:** Bee Product Nature (2022).

Historicamente, a própolis vem sendo aplicada como material terapêutico na medicina popular e com os atuais avanços em tecnologias pela ciência está elevando o seu valor comercial, sendo empregada na indústria alimentícia e farmacêutica. A própolis é utilizada como medicamento popular desde 300 a.C., pelos seus benefícios à saúde, como no uso de produtos para higiene dental (creme dental e enxaguantes), nos cosméticos (loções e cremes) e na conservação química de alimentos, tendo seu primeiro relatório científico publicado em 1908, onde foi detalhado sua composição e ação química (Silva *et al.*, 2021).

O extrato de própolis é bastante conhecido por suas propriedades funcionais, como ação antifúngica, antibacteriana, antiviral, anti-inflamatória, além de outras, proporcionando ações benéficas quando incorporado a revestimentos (Sheikha *et al.*, 2020). No ramo alimentício, a própolis tem sido aplicada em revestimentos e filmes, visando minimizar a deterioração e o prolongamento da vida útil de frutas e hortaliças, tornando-se uma alternativa promissora, fazendo-se o uso de um produto natural (Stanika *et al.*, 2021).

Diversos estudos tiveram como objetivo coletar dados referentes as propriedades antifúngicas da própolis, obtendo resultados positivos; entretanto, foi observado diferenças nas propriedades antifúngicas em diferentes amostras por variações em sua composição química, área geográfica de origem, época de coleta, floração e método de extração. Em um estudo visando caracterizar e comparar quatro extratos etanólicos de própolis do tipo álamo coletadas em várias regiões da Hungria, foi observado que a atividade antifúngica das amostras está relacionada a abundância de componentes antifúngicos, classificando as amostras com alta ou baixa atividade antifúngica, observando-se precisão superior a 95% (Papp *et al.*, 2021).

Moura *et al.* (2016), avaliando o potencial de extratos etanólicos de própolis no controle de doenças pós-colheita do morango, observaram que os extratos de própolis apresentaram atividade antifúngica contra *Botrytis cinerea*. Os frutos de morango que foram tratados com própolis verde a 0,5% demonstraram menor severidade do ataque da antracnose, além disso, os tratamentos com própolis verde e marrom a 2,5% diminuíram a incidência e severidade da podridão causada por *Rhizopus*, sendo eficiente no controle desses patógenos.

Dudoit *et al.* (2020), em seu estudo observando a atividade antifúngica do extrato de própolis vermelha brasileira de origem botânica *Dalbergia ecastophyllum*, demonstrou consideráveis propriedades antifúngicas agindo contra o fungo *Colletotrichum musae* em ensaios *in vitro*, demonstrando ação antimicrobiana.

Em um estudo realizado por Medeiros *et al.* (2021), utilizando extrato de própolis vermelha para avaliar o seu efeito na conservação de frutos de maçã Fuji (*Malus domestica*), observaram que o crescimento de fungos filamentosos e leveduras nas maçãs com e sem revestimentos a base de extrato de própolis, nos frutos com o revestimento foi retardado em dez dias o aparecimento dos fungos, mostrando eficiência. Já os frutos de maçã em que não foi aplicado revestimento, houve o crescimento dos fungos no quinto dia após o revestimento.

### 3.3 Contaminação de sementes por microrganismos

As sementes conifuram-se como o ponto de partida para o crescimento das plantas e, uma vez contaminadas por muitas bactérias e fungos, estes podem ser prejudiciais tanto na germinação como subsequente, no crescimento das mudas (Hong *et al.*, 2023). Esses microrganismos podem ser de campo, predominando espécies fitopatogênicas e de armazenamento. Os fungos são o grupo de microrganismos de maior importância que estão associados a contaminação das sementes, seguidos por bactérias, com um considerável número de representantes e os vírus e nematoides, estando em menor número (Brasil, 2009).

Microrganismos transmitidos via sementes dão início a inúmeras doenças em plantas e são um dos principais mecanismos para a disseminação mundial de patógenos, causando consideráveis prejuízos as culturas agrônômicas. Infecções no interior das sementes colonizando o embrião e endosperma frequentemente são associadas a infecção da planta-mãe, através do xilema ou tecido não vascular. Patógenos disseminados através de sementes foram observados em seu embrião, no endosperma e perisperma (tecido de armazenamento) e no tegumento da semente (Mayton *et al.*, 2021).

Estimativas globais de perdas de rendimentos oriundos de pragas e patógenos em cinco culturas votadas para alimentação, sendo elas: trigo, arroz, milho, batata e soja variam de 17,2% a 30%, tendo os fungos e Oomicetos como patógenos considerados mais destrutivos. Considerados importantes do ponto de vista epidemiológico, esses microrganismos possuem aspectos-chave em relação a sua biologia como ampla gama de hospedeiros, alto potencial reprodutivo, e podendo sobreviver fora das plantas como saprófitos. Os fungos e Oomicetos são considerados ameaças crescentes a segurança alimentar a nível mundial, podendo se espalharem por diversas áreas pelo comércio e transporte, ou por mudanças do clima (Korbecka-Glinka *et al.*, 2022).

O tratamento de sementes com fungicidas, sejam eles de contato ou sistêmico, é uma das medidas para controlar de forma preventiva e eficaz, estando aliado com o uso de sementes certificadas com alta qualidade física, fisiológica e genética. Entre as grandes culturas, o milho é certamente a espécie em que quase totalmente as sementes não passam por processo de tratamento, em seguida, encontra-se a soja e o trigo (EMBRAPA, 2011).

As bactérias sobrevivem nas sementes de forma latente, em baixas populações, com sua multiplicação paralisada. As sementes infectadas podem apresentar sintomas ou não, sendo que na maioria das vezes não apresentam. Quando as sementes são colocadas

parar germinarem em substrato esterilizado, como por exemplo a areia e vermiculita, individualizadas em casa de vegetação ou câmaras de crescimento, pela emergência das plântulas, serão observados sintomas que confirmem infecção pelo patógeno. Em seguida, o isolamento é realizado para que ocorra sua identificação (Brasil, 2009).

### **3.4 Tecnologias de revestimento de sementes**

Sementes que possuem alta qualidade fisiológica são sempre exigidas pelos agricultores e o seu tratamento pré-semeadura consiste em uma das formas para aumentar a produção agrícola, uma vez que proporciona efeito positivo para as plantas, desde o estágio inicial até o seu desenvolvimento. Este tratamento nas sementes também é importante quando se almeja evitar perdas e deterioração das suas propriedades no decorrer do armazenamento (Shilova *et al.*, 2023).

Para qualquer cultura, o tempo compreendido da colheita até a sementeira e o estabelecimento das plântulas é de suma importância, pois as sementes ficam expostas a estresses ambientais (bióticos ou abióticos), que podem causar alterações nos aspectos que dizem respeito à qualidade de sementes. A tecnologia do revestimento de sementes é utilizada de forma vasta por muitos países desenvolvidos e em desenvolvimento há muitos anos como boa opção do ponto de vista econômico (Javed *et al.*, 2022).

O revestimento de sementes consiste em uma técnica em que são empregadas várias substâncias, podendo ser adicionadas por meio de agentes adesivos que venham a proporcionar boa germinação e melhorar o desempenho das plântulas. Posteriormente à sementeira, o agente de revestimento é liberado lentamente no solo, servindo de controle para doenças e pragas, contribuindo no crescimento das plantas (Elshafie *et al.*, 2020).

Alguns fatores possuem contribuição importante quando se deseja o sucesso do revestimento de sementes, sendo eles: capacidade de absorção e retenção de água, porosidade, distribuição do tamanho das partículas e toxicidade. Portanto, o procedimento do revestimento serve para melhorar a qualidade das sementes visando obtenção de maior produtividade (Bem-Jabeur *et al.*, 2021).

Os revestimentos de sementes, geralmente, dividem-se em duas partes: os que possuem ingredientes ativos e ingredientes inativos. Os ingredientes ativos afetam de forma direta a semente, gerando diversas funções nos diferentes revestimentos, podendo ser microrganismos, defensivos agrícolas, microfertilizantes e reguladores de crescimento de plantas. Os ingredientes inativos têm como papel no revestimento garantir a formação

do filme do agente de revestimento, realizar o controle de ingredientes ativos, mantendo suas propriedades e gerar efeitos adversos na germinação da semente, que podem ser dispersantes, espessantes, corantes e formadores de filmes (Liang *et al.*, 2018).

De forma particular, técnicas como pellets, incrustação e revestimento por película (peliculização) são formas utilizadas com sucesso para este fim. Os revestimentos a base de películas finas são comumente obtidos a partir de polímeros formadores de filme (poli(álcool vinílico), poli(vinilpirrolidona), etilcelulose, diacetato de celulose, polietilenoglicol, etc.), hidrogéis oriundos de polímeros hidrofílicos e inchamento em água, assim como também biopolímeros e produtos do seu processamento como alginatos, gelatina, pectina, quitosana) (Shilova *et al.*, 2023).

Pereira *et al.* (2011), estudando o desempenho de sementes de soja tratadas com fungicidas e peliculizadas antes e após o armazenamento, observaram que a peliculização associada a fungicidas não afetou a qualidade fisiológica das sementes de soja, e que o tratamento das sementes de soja com fungicidas thiabendazole + thiram e carbendazin + thiram melhoraram o desempenho das sementes na qualidade sanitária.

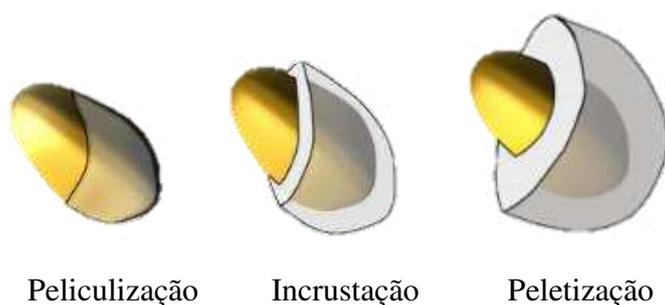
Silva *et al.* (2018), pesquisando o desempenho de sementes de amendoim peliculizadas durante a armazenagem, constataram que os materiais empregados na peliculização (polímero, cola PVA e amido de mandioca) não afetaram o vigor das sementes de amendoim armazenadas por 90 dias. A utilização do fungicida (carboxin + thiram) e o extrato aquoso da planta *Piper nigrum* L. não afetaram a qualidade fisiológica de sementes de amendoim e o teor de água das sementes não teve alterações significativas pelo revestimento.

Em estudo realizado por Rubert *et al.* (2021), avaliando o tratamento com inseticida e fungicida na qualidade fisiológica de sementes de lentilha puderam observar que os tratamentos com fungicidas e inseticidas melhoraram de forma considerável as propriedades fisiológicas das sementes, o que puderam garantir maior qualidade fitossanitária no campo, produzindo plântulas mais saudáveis e protegidas contra possíveis pragas e doenças, garantindo maior produtividade e evitando perdas por microrganismos.

O valor de uma semente no qual foi submetida a tecnologia de recobrimento é superior a convencional, porque, para aumentar o valor agregado da semente é necessário investimentos. No entanto, é muito importante que a semente seja avaliada não pelo preço inicial, mas sim pelos benefícios que serão alcançados com reflexos em todo o processo produtivo. Vale salientar que na fase inicial da lavoura, a semente irá determinar

condições importantes como o sucesso ou o fracasso no empreendimento agrícola, fazendo com que a semente passe a ser um investimento (EMBRAPA, 2011a).

Ainda, de acordo com a EMBRAPA (2011a) nos últimos tempos, tecnologias estão sendo utilizadas para melhorar a qualidade das sementes, assumindo um lugar de destaque no que diz respeito a modernização de diversas culturas ao redor do mundo. Os revestimentos de sementes podem ser divididos em três tipos de tecnologias, sendo eles: peliculização, peletização e incrustação (Figura 3.5).



**Figura 3.5.** Tipos de revestimentos de sementes.

**Fonte:** Afzar (2020).

### 3.4.1 Peliculização

A peliculização consiste no envolvimento aplicando-se uma fina camada, (geralmente até 5% do peso da semente) de um agente de revestimento que venha a trazer benefícios, aplicado de forma direta na superfície do tegumento da semente. Esse adesivo líquido é utilizado para dissolver ingredientes ativos antes do seu emprego nas sementes (Pedrini *et al.*, 2017).

Essa técnica foi originalmente desenvolvida para uso de indústrias farmacêuticas e de confeitaria. O processo consiste em fazer a pulverização de uma formulação líquida do polímero que irá gerar um filme, sendo este pulverizado na semente com uma taxa controlada em um sistema rotacional no decorrer do tempo, de modo a uniformizar toda massa de sementes depositada. Essas formulações podem conter outras substâncias, como corantes, plastificantes, além de outros ingredientes comercialmente disponíveis como pós secos que podem ser diluídos em água. Essa aplicação não modifica a forma e o tamanho original da semente. Esse revestimento é um tratamento que possui valor agregado, sendo utilizado principalmente para sementes que possuem alto valor, como no caso de sementes de flores e vegetais (Murphy, 2017).

Atualmente, a peliculização ganhou larga aceitação na indústria de sementes, ganhando confiança para melhorar a produtividade de muitas espécies de culturas importantes como *Zea mays*, *Gossipium* sp, *Medicago sativa*, *Glycine max* e *Brassica napus* (Accinelli *et al.*, 2016).

### 3.4.2 Peletização

Visando minimizar custos de sementes e melhorar a eficácia na semeadura, a peletização de sementes surgiu há vários anos atrás, sendo a princípio, um revestimento de material seco e rígido com finalidade aumentar o tamanho das sementes sem possuírem estrutura áspera e sem deformações, facilitando assim o plantio, seja ele manual ou mecanizado. Este método possui vantagens físicas, em que os pellets servem como veículo para adição de pequenas doses de defensivos, substâncias promotoras de crescimento, nutrientes, inoculantes, entre outros. (EMBRAPA, 2012).

Este método de revestimento de sementes emprega-se materiais inertes, como por exemplo terra, bentonita e talco, com o intuito de melhorar sua plantabilidade, o que leva a modificação de seu tamanho, forma e peso. As sementes submetidas a esse tipo de revestimento tornam-se maiores e com formato esférico, que podem ser distribuídas mais facilmente no campo. Com isso, o plantio torna-se fácil e preciso, em que culturas de forma irregular e muito pequenas cresçam facilmente, como *Oryza sativa*, *Allium cepa*, *Gossypium hirsutum* e *Daucos carota* (Ma Yng, 2019).

De acordo com a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – EMBRAPA, (2012), empregar o tratamento de sementes com peletização possui as seguintes vantagens:

- Melhor distribuição manual ou mecânica de sementes, através da alteração do tamanho, forma e peso das sementes;
- Rapidez e eficácia no plantio, especialmente quando se realiza a distribuição manual;
- Diminuição da prática de desbaste, pelo menor gasto de sementes e menor número de plântulas;
- Possibilidade de adição de nutrientes, fungicidas, entre outras formas de tratamento;
- Diminuição de impactos que as sementes sofrem durante a semeadura;
- Melhorar a visualização das sementes no substrato ou solo.

### 3.4.3 Incrustação

Para que se tenha um processo de forma eficiente na semeadura pela utilização de equipamento de plantio mecanizado, as sementes precisam ter um peso adequado, tendo a incrustação de sementes como uma maneira eficiente para essa necessidade. Além disso, a incrustação ainda pode agregar produtos ao revestimento, a fim de protegê-la. Para destacar que existe uma forma de tratamento das sementes, pode-se acrescentar uma cor ou efeito visual, melhorando a aparência da semente, tornando-as mais visíveis no solo (INCOTEC, 2022).

A incrustação consiste no revestimento de sementes pela adição de líquidos e partículas sólidas, resultando em uma semente revestida e completamente coberta, sendo mantido sua forma original. As sementes incrustadas podem ser chamadas também de mini-pellets. Devido a adição de água na composição, após o processo de incrustação é necessário que a semente recém-revestida seja seca para que com isso retorne ao seu teor de umidade original antes de serem embaladas e armazenadas. O aumento de peso das sementes após a incrustação varia de 8 a 500% (Afzar *et al.*, 2020).

Sementes de hortaliças que passaram pelo processo de incrustação aumentam a eficácia no processo de semeadura e melhoram a precisão no plantio, principalmente quando o tamanho e forma da semente não são padronizados. Sementes de cenoura, cebola e alface são leves, finas, pequenas e com forma irregular. Com este processo as sementes são padronizadas, contribuindo para menos ajustes nos equipamentos de semeadura, evitando falhas no plantio. Para as grandes culturas, a incrustação também torna o plantio mais eficiente. Sementes de milho possuem tamanho, forma e peso muito irregulares. Com a incrustação, elas se tornam mais uniformes, havendo benefícios quando semeadas de forma mecânica. Para as sementes que não atendem normas de peso e são consideradas inapropriadas para o mercado, não recebem o certificado de exportação, sendo a incrustação uma alternativa para reverter essas condições, gerando uma camada extra sobre a semente, o que facilita a incorporação de produtos para proteção e nutrição (INCOTEC, 2022).

### 3.4.4 Revestimento de sementes com própolis

Freitas *et al.* (2017), em seu experimento, utilizando soluções do extrato de própolis, observaram que houveram diferenças no crescimento micelial do fungo *Penicillium* sp. A medida que aumentou a concentração de própolis, menor foi o crescimento micelial. Realizando teste com extrato de própolis contra alguns fungos

fitopatogênicos em sementes de feijão, como *Fusarium* spp., *Coletotrichum* spp., *Alternaria* spp., *Aspergillus* spp., *Cladosporium* spp., e *Dendrophoma* spp., Vieira *et al.* (2010) também puderam observar efeito na diminuição do crescimento destes fungos, tratando-as com agitação por 30 e 60 min.

Souza *et al.* (2017a), estudando o efeito da aplicação de doses de extrato de própolis no controle do fungo *Aspergillus* spp. *in vitro* e, avaliando a qualidade fisiológica das sementes de pepino submetidas ao tratamento com as mesmas doses puderam observar que o extrato de própolis causou interferência no desenvolvimento do fungo *Aspergillus* spp., analisando que, conforme aumentou a dose de extrato de própolis, gerou diminuição no crescimento micelial do fungo, sendo a dose de 25% a que melhor controlou o desenvolvimento do fungo.

Em um estudo realizado por Silva-Castro *et al.* (2018), onde avaliaram a aplicação de revestimentos à base de quitosana e própolis para *Pinus* spp. visando a proteção contra *Fusarium circinatum*, demonstrou o estudo que a aplicação de revestimentos à base de quitosana e própolis foram úteis na proteção de sementes de certas espécies de *Pinus* contra *Fusarium circinatum*. Ainda, os revestimentos diminuíram a mortalidade pós-emergência de plântulas de *Pinus sylvestris*, ocorrendo taxas de sobrevivência mais elevadas, sendo superior a 50%, enquanto que todas as mudas inoculadas que não passaram por processo de revestimento morreram ao final do experimento.

Souza *et al.* (2017b), avaliando o efeito do extrato de própolis no controle de *Penicillium* spp. e na qualidade de sementes de couve-flor, observaram que houve eficiência do uso da própolis na inibição do desenvolvimento de diversos microrganismos fúngicos, onde a solução de extrato de própolis com contração de 20% impediu o desenvolvimento do fungo *Penicillium* spp. *in vitro* e que não afetou a qualidade fisiológica das sementes de couve flor, destacando-se como um promissor método, que ainda é ausente para tratar sementes com esse fim.

Damascena *et al.* (2020), estudando os efeitos do extrato de própolis sobre a qualidade sanitária e fisiológica de sementes de arroz (*Oryza sativa* L.) e soja (*Glycine max* (L.)), as concentrações de extrato de própolis analisadas em sua pesquisa (2,5%, 5%, 7,5% e 10%) demonstraram eficácia na redução da incidência fúngica nas sementes de arroz e soja. Em relação a qualidade fisiológica das sementes de arroz e soja, os parâmetros germinação, comprimento de raiz de plântulas de soja e altura de plântulas de arroz, não sofreram influências pelas diferentes concentrações de extrato de própolis utilizadas.

### 3.5 Armazenamento de sementes

A produção agrícola é dependente da qualidade das sementes que são armazenadas em condições controláveis até a próxima safra. Determinadas culturas podem manter 50% do poder de germinação das sementes por pelo menos dois anos, estando em condições de armazenamento. Alguns fatores são importantes e que influenciam a qualidade das sementes em armazenamento, como o clima do local em área geográfica determinada ou condições ambientais no local do armazenamento, como os quentes, úmidos e não ventilados e, além destes, a secagem e o teor de umidade devem ser adequados, proteção contra chuva, neve, poeira, insetos, microrganismos e roedores. As condições adequadas do armazenamento de sementes dependem da grande parte do período de tempo para a armazenagem de sementes. Comumente, ocorre deterioração das sementes no campo ou no processo de colheita e secagem, e a qualidade é ainda mais reduzida quando são armazenadas em armazéns úmidos, quentes e com baixas condições de ventilação (Saeed *et al.*, 2020).

Em relação a capacidade de armazenamento das sementes e suas determinações fisiológicas/genéticas, as sementes são divididas em três grupos: ortodoxas (que são tolerantes a dessecação), recalcitrantes (são danificadas pela dessecação e possuem baixa capacidade de armazenagem) e as intermediárias (são parcialmente tolerantes a dessecação, porém sensíveis a baixas temperaturas). A maioria das sementes das culturas são ortodoxas. Essas sementes sobrevivem a desidratação até atingirem um teor de água muito baixos (entre 5 a 10% de massa seca), tendo sua capacidade de ser armazenada quando aumenta paralelamente a diminuição da temperatura de armazenamento e do teor de água. As sementes recalcitrantes não podem ser submetidas a armazenagem nas condições das ortodoxas, sendo a criopreservação em nitrogênio líquido (crioconservação) o procedimento recomendado para que esse tipo de sementes no seu armazenamento (Piotrowicz-Cieslak *et al.*, 2020).

Alguns materiais são empregados para a armazenagem de sementes, que devem ser resistentes a choques, tensão e ruptura, suportando condições de manejo e proteger contra trocas de vapor de água com a atmosfera, insetos, roedores e impactos. De maneira geral, existem três tipos de embalagens que podem ser utilizados para o armazenamento de sementes, que são classificados pela possibilidade de trocas de vapor de água entre as sementes e o ar atmosférico: Embalagens porosas – permitem troca de vapor de água entre sementes e ar atmosférico, tendo como exemplos sacos de papel e sacos de tela de

algodão. Embalagens resistentes ou tolerantes a penetração de vapor de água – dão acesso a quantidades limitadas de vapor de água, podendo ser sacos de poliéster, polietileno e papel multifoliados. Embalagens à prova de penetração do vapor de água – por exemplo plásticos, latas, alumínio, papéis laminados, papel celofane (EMBRAPA, 2016b).

Para ter uma garantia de qualidade final dos produtos agrícolas, visando a saúde, segurança e bem-estar dos trabalhadores rurais e consumidores é necessário que sejam adotadas as Boas Práticas de Armazenagem (BPA). Estas práticas podem ser empregadas em toda as escalas de produção agrícola, desde pequenos, médios e grandes produtores. Além disso, essas práticas visam garantir a entrega de produtos seguros, com valor agregado, pela identificação e monitoramento do manejo correto de contaminantes como microrganismos, micotoxinas, insetos, e roedores na pós-colheita (EMBRAPA, 2011b).

Todos os lotes de sementes eventualmente perdem sua viabilidade durante o armazenamento ao passar do tempo, mesmo estando em condições ideais para seu armazenamento. De forma ideal, a semente deve ser utilizada o mais rápido possível para que se evite o desperdício desnecessário causado pelo armazenamento (Baughman *et al.*, 2023).

## **4. MATERIAL E MÉTODOS**

### **4.1 Local do experimento**

O experimento foi desenvolvido no Laboratório de Processamento e Armazenamento de Produtos agrícolas (LAPPA), da Unidade Acadêmica de Engenharia Agrícola (UAEA), do Centro de Tecnologia e Recursos Naturais (CTRN), pertencente a Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), em Campina Grande, Paraíba, Brasil (7° 13' 51" S, 35° 52' 54" W), e altitude de 540 m. Estudos complementares referentes a análises computacionais foram desenvolvidos no Laboratório de Transferência de Calor e Massa (LTCM) da Unidade Acadêmica de Física (UAF) da UFCG.

### **4.2 Obtenção das matérias primas**

A própolis vermelha empregada no desenvolvimento desta pesquisa foi adquirida no Apiário Edimel, localizado na cidade de João Pessoa, Paraíba, Brasil (7° 6' 55" S, 34° 51' 40" O). A própolis bruta, após a compra foi acondicionada em saco plástico e armazenada sob refrigeração à -6 °C para posterior utilização. As sementes de Milho cultivar BRS Caatingueiro foram adquiridas no comércio local do centro da cidade de Jaguaribe, Ceará, Brasil (5.8927° S, 38.6220° W). O fungicida Carboxin + thiram e o polímero Laborsan LABFIX Farm foram adquiridos em lojas de materiais agrícolas da cidade de Campina Grande, PB. A goma de mandioca, a cola PVA (acetato de polivinila) e a goma arábica foram adquiridas no comércio da cidade de Campina Grande.

### **4.3 Preparação do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha**

Para a preparação do extrato foi utilizado o método de Dausch, (2007) adaptado, em que a própolis foi triturada para obtenção de um pó. Amostras de 2 g foram pesadas em tubos centrífuga e posteriormente, adicionado 25 mL de Etanol 70%. Para o processo de extração, os tubos foram incubados em banho-maria em uma temperatura de 70 °C por um tempo de 30 min com agitação a cada 5 min. Por último, as amostras passaram por centrifugação a 1700 rpm por 10 min e filtradas em papel filtro. O sobrenadante foi separado e filtrado, para posteriormente ser empregado nos revestimentos.

### **4.4 Caracterização do extrato de própolis vermelha**

#### **4.4.1 Compostos fenólicos**

Para determinar os compostos fenólicos totais foi empregado o método de

Waterhouse, (2006). O extrato de própolis foi diluído em uma proporção de 1:50, com água destilada e posteriormente filtrado. Desta solução, 5 µL foi adicionados em tubos de ensaio e misturados com água, juntamente com o reagente Folin-Ciocalteu e carbonato de sódio e aquecidos em banho-maria a 40 °C por 30 min. Em seguida, foi medido a absorvância a 765 nm em espectrofotômetro. O ácido gálico nas concentrações de 4,5 a 22,5 (µg/mL) foi utilizado para construção da curva padrão. O teor de compostos fenólicos foi expresso em miligrama equivalente de ácido gálico por grama de extrato de própolis.

#### 4.4.2 Clorofilas e carotenoides

A determinação de clorofilas e carotenoides ocorreu seguindo a metodologia proposta por Lichtenthaler (1987). Aproximadamente 0,5 g de extrato foi colocado em um almofariz e feito a maceração com 5 mL de acetona 80% e 0,2 g de carbonato de cálcio. Posteriormente, o conteúdo passou por um processo de centrifugação por 10 min a 10 °C e 300 rpm, em centrífuga e em seguida foram feitas as leituras em espectrofotômetro nos respectivos comprimentos de onda de 470, 646 e 663 nm. As concentrações de clorofilas e carotenoides foram calculadas pelas seguintes equações:

$$\text{Clorofila a (mg/100g)} = [(12,21 A_{663} - 2,81 A_{646}) / \text{massa (g)}] * 0,1 \quad (4.1)$$

$$\text{Clorofila b (mg/100g)} = [(20,13 A_{646} - 5,03 A_{663}) / \text{massa (g)}] * 0,1 \quad (4.2)$$

$$\text{Clorofila Total (µg/g)} = [(17,3 A_{646} + 7,18 A_{663}) / \text{massa (g)}] \quad (4.3)$$

$$\text{Carotenoides Totais (µg/g)} = [(1000 * A_{470} - 1,82 * Ca - 85,02 * Cb) / 198] \quad (4.4)$$

#### 4.4.3 Flavonoides e antocianinas

O conteúdo de flavonoides e antocianinas foi determinado empregando-se a metodologia de Francis (1982), usando a solução Etanol:HCl na proporção 85:15 (v/v). Aproximadamente 0,5 g do extrato foram macerados com 10 mL da solução referida anteriormente, que ficou em repouso por 24 h. Transcorrido o período, passou por um processo de centrifugação a 5 °C por 5 min e 3000 rpm em centrífuga compacta. A leitura do sobrenadante foi feita em espectrofotômetro nos comprimentos de onda de 374 nm e 535 nm. As concentrações desses compostos foram calculadas por meio das seguintes equações:

$$\text{Flavonoides (mg/g)} = Fd * A_{374} / 76,6 \quad (4.5)$$

$$\text{Antocianinas (mg/g)} = Fd * A535 / 98,2 \quad (4.6)$$

#### 4.4.4 Taninos

A análise de taninos foi realizada seguindo a metodologia descrita por Goldstein e Swain (1963), utilizando a curva de ácido tânico como padrão. Os resultados foram expressos em mg EAT (equivalente de ácido tânico)/100 g.

#### 4.4.5 Perda por dessecação

Para determinar a perda por dessecação, de início, três cadinhos foram identificados e colocados para tarar em estufa à 105 °C por 1 hora e, em seguida, retirados para esfriar em um dessecador. Decorrido o esfriamento, os cadinhos foram pesados em uma balança digital Shimadzu, com precisão de 0,001 g e anotado o seu peso inicial (P1). Aproximadamente 3,0 g da amostra de própolis (W) foi pesada em cada cadinho e levada à estufa de 105 °C por 2 h. Finalmente, os cadinhos foram retirados da estufa após as 2 h, colocados para esfriar em dessecador até esfriar e foram pesados, tendo seu peso final anotado (P2) (Brasil, 2020). Para o calcular a perda por dessecação foi utilizada a seguinte equação:

$$\text{Perda por dessecação} = \frac{P2 - P1}{w} \times 100 \quad (4.7)$$

Em que: P1 = peso do cadinho tarado a 105 °C;

P2 = peso do cadinho mais amostra seca a 105 °C;

W = peso da amostra.

#### 4.4.6 Determinação do resíduo seco (solúveis em etanol)

Foram colocadas três cápsulas em estufa a 105 °C por 1 hora para serem taradas. Em seguida, foram pesadas em balança analítica e anotado seus respectivos pesos (Ps1). Com o auxílio de uma pipeta, uma alíquota de 5 mL do extrato de própolis vermelha livre de cera foi colocada em cada cápsula e levadas à estufa 105 °C por 2 h. Decorrido o tempo necessário, foram retiradas da estufa e colocadas em dessecador para esfriar e, finalizando a análise, pesando-as em balança analítica (Ps2) até peso constante (Brasil, 2020). O teor de sólidos solúveis em etanol (%) foi calculado conforme a equação:

$$\text{Sólidos solúveis (\%)} = \frac{Ps2 - Ps1}{w} \times 100 \quad (4.8)$$

Em que: Ps1 = peso inicial da cápsula;

Ps2 = peso final da cápsula;

W = peso da amostra de própolis bruta, correspondente a alíquota de 5 mL.

#### 4.4.7 Cinzas

Na determinação de cinzas, três cadinhos foram colocados em mufla a 600 °C por 30 min para tarar. Decorrido o tempo necessário de tara, os cadinhos foram retirados e colocados em um dessecador para esfriar por aproximadamente 2 h. Os cadinhos, depois de frios, foram pesados em balança analítica tendo seu peso inicial (P1) anotado, em seguida, foram pesados aproximadamente 3,0 g da amostra de própolis vermelha em cada cadinho (W). Após a pesagem, foram colocados em mufla a 600 °C por 5 h. Decorrido o tempo, os cadinhos foram colocados em dessecador para esfriar e posteriormente foram pesados para obter seu peso final (P2) (Brasil, 2020). O teor de cinzas foi calculado usando-se a seguinte equação:

$$\text{Cinzas (\%)} = \frac{P2 - P1}{w} \times 100 \quad (4.9)$$

Em que: P1 = peso do cadinho tarado a 600 °C;

P2 = peso do cadinho tarado + amostra calcinada a 600 °C;

W = peso da amostra de própolis.

#### 4.5 Preparação das caldas

As caldas empregadas na peliculização das sementes de milho e sua composição, descrevendo as quantidades de produto de revetimento, produtos de tratamento, água e quantidade da calda estão descritas na Tabela 4.1, que possibilita observar um resumo geral das formulações de todos os tratamentos das sementes de milho.

**Tabela 4.1** - Formulações das caldas aplicadas como revestimentos nas sementes de milho.

<b>Tratamentos</b>	<b>Produto revestimento (mL)</b>	<b>Produto tratamento (mL)</b>	<b>Água (mL)</b>	<b>Quantidade da calda (% peso da semente)</b>
<b>Controle</b>	-	-	-	-
<b>Própolis vermelha</b>	-	5,0	5,0	1,0
<b>Fungicida</b>	-	5,0	5,0	1,0
<b>Polímero 1</b>	5,0	-	5,0	1,0
<b>Polímero 2</b>	5,0	2,5	2,5	1,0
<b>Polímero 3</b>	5,0	5,0	-	1,0
<b>Cola PVA 1</b>	5,0	-	5,0	1,0
<b>Cola PVA 2</b>	5,0	2,5	2,5	1,0
<b>Cola PVA 3</b>	5,0	5,0	-	1,0
<b>Goma Arábica 1</b>	5,0	-	5,0	1,0
<b>Goma Arábica 2</b>	5,0	2,5	2,5	1,0
<b>Goma Arábica 3</b>	5,0	5,0	-	1,0
<b>Goma de mandioca 1</b>	5,0	-	5,0	1,0
<b>Goma de mandioca 2</b>	5,0	2,5	2,5	1,0
<b>Goma de mandioca 3</b>	5,0	5,0	-	1,0

Polímero 1: polímero; Polímero 2: polímero + fungicida; Polímero 3: polímero + extrato de própolis; Cola PVA 1: cola PVA; Cola PVA 2: cola PVA + fungicida; Cola PVA 3: cola PVA + extrato de própolis; Goma arábica 1: goma arábica; Goma arábica 2: goma arábica + fungicida; Goma arábica 3: goma arábica + extrato de própolis; Goma mandioca 1: goma mandioca; Goma mandioca 2: goma mandioca + fungicida; Goma mandioca 3: goma mandioca + extrato de própolis.

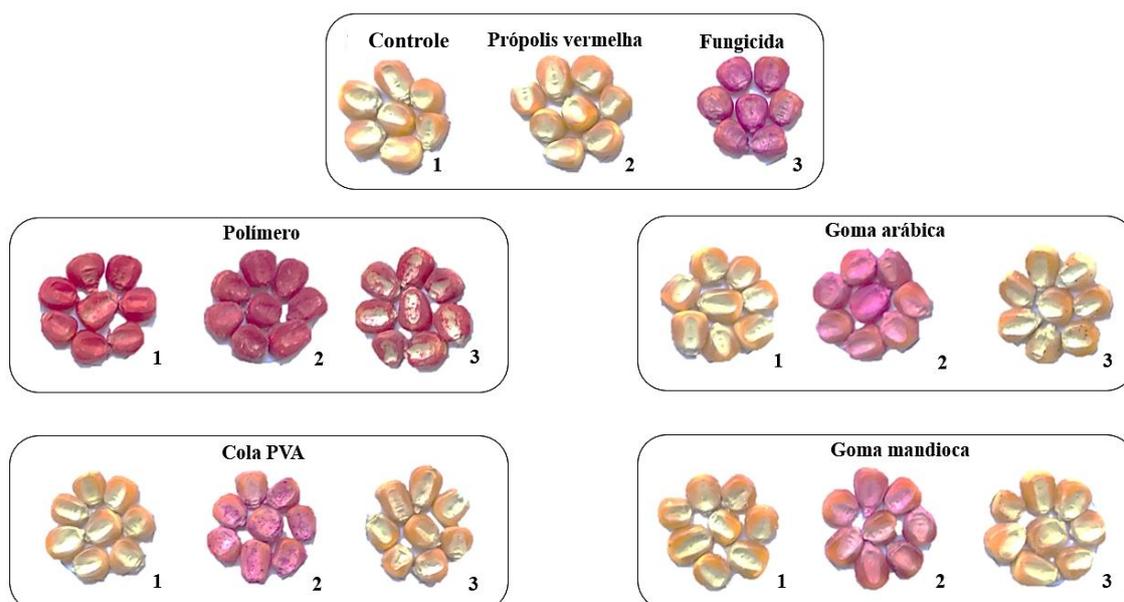
#### **4.6 Processo de revestimento e armazenamento**

O experimento foi conduzido com sementes de Milho cultivar BRS Caatingueiro, adquiridas no comércio local da cidade de Jaguaribe, Ceará. As sementes foram transportadas em sacos de papel tipo Kraft até o laboratório. Para o processo de peliculização, através de uma betoneira manual desenvolvida no LAPPA, em que 1 kg de sementes para cada tratamento foi adicionado no interior de uma cuba, sendo rotacionada manualmente e as caldas, que forma preparadas previamente, foram aplicadas através de um pulverizador manual. Para 1 kg de sementes, utilizou-se 10 ml de cada calda de revestimento, correspondendo a 1% do peso da semente. Finalizando o processo de

películação, as sementes foram acondicionadas em sacos plásticos, que foram vedados e colocados em bandejas de plástico a temperatura ambiente para serem utilizadas posteriormente.

O filme de mandioca foi preparado diluindo-se 60 g de amido de mandioca com 300 mL água destilada deionizada em um béquer. A solução foi aquecida em chapa aquecedora por um período 15 min, aproximadamente, ou até se perceber mudança na viscosidade da solução. Após isso, o filme permaneceu em temperatura ambiente para resfriamento.

Após o processo de revestimento, as sementes foram colocadas para secar a temperatura ambiente (25 °C), para que com isso retornassem à umidade inicial e, posteriormente, acondicionadas em sacos de papel. As sementes foram armazenadas em temperatura ambiente por um período de 180 dias, sendo realizadas as análises nos tempos 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180 dias após o revestimento (Figura 4.1).



**Figura 4.1.** Sementes de milho peliculizadas com as diferentes caldas de revestimento.

## 4.7 Propriedades físicas

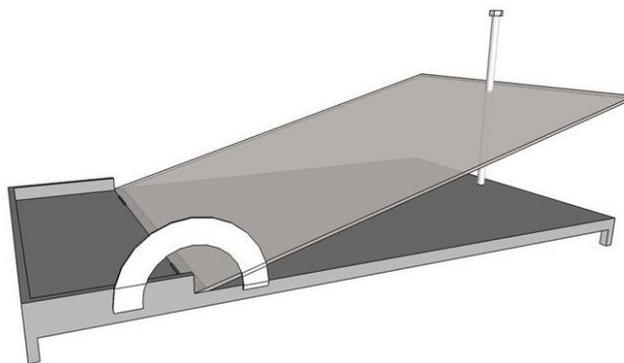
### 4.7.1 Biometria

Para determinação da biometria, foram utilizadas 04 repetições de 25 sementes, sendo determinados comprimento (mm), largura (mm) e espessura (mm) das mesmas, utilizando-se o paquímetro digital de precisão de 0,1 mm, em que o comprimento foi

medido da base até o ápice e a largura e espessura medidas na linha mediana das sementes (Albuquerque, 1993).

#### 4.7.2 Ângulo de repouso

Para medir o ângulo de repouso (graus) das sementes peliculizadas de milho foi usado um equipamento desenvolvido no LAPP. Sua constituição é dada por uma base de madeira, com dimensões de 22 x 38 cm, e uma placa de acrílico, com dimensões de 21 x 30 cm, sobreposta à base de madeira. Essas duas peças possuem conexão por duas dobradiças em um de seus lados. No lado oposto as dobradiças existe um puxador para levantar a placa de acrílico. Próximo ao lado das dobradiças existe um transferidor localizado no vértice formado entre a placa de acrílico e a base de madeira. A medida que a placa de acrílico com as sementes na face superior (2,0 g) é levantada pelo puxador, as mesmas deslocam-se totalmente para baixo, sendo assim medido o ângulo no transferidor. O ângulo de repouso foi obtido em quadruplicata (Melo, 2007) (Figura 4.2).



**Figura 4.2.** Equipamento utilizado para determinar o ângulo de repouso.

**Fonte:** Melo, 2007.

#### 4.7.3 Porosidade

A porosidade foi analisada em três repetições, com 25 mL de sementes pelo método utilizando proveta graduada de 25 mL. A porosidade foi dada pelo complemento de líquidos, onde os grãos selecionados foram colocados em uma proveta com volume conhecido já mencionado, até atingir a marca graduada para o complemento da massa de grãos. Em outra proveta, foram adicionados 25 mL de óleo que, em seguida, foi transferido para a proveta contendo os grãos até atingir o nível de marcação. A partir do preenchimento dos espaços vazios entre as sementes pelo óleo, foi observado quando de volume gasto na outra proveta contendo apenas o óleo e anotado a quantidade (Santos *et*

al., 2012).

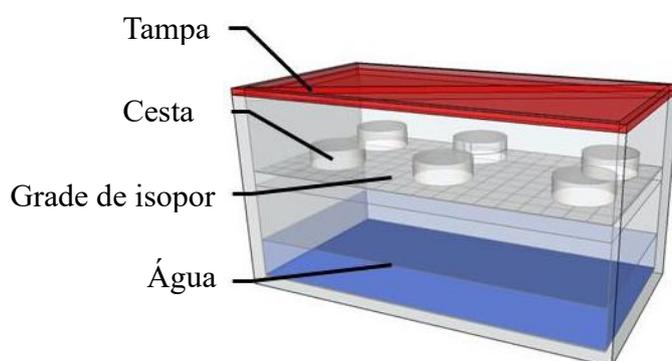
#### 4.7.4 Atividade de água

A atividade de água ( $A_w$ ) das sementes de milho peliculizadas foi determinada com o equipamento higrômetro Aqualab 3TE da Decagon Devices, colocando-se em um disco de metal para leitura uma quantidade de sementes suficiente para que cobrisse toda a base do disco de leitura do equipamento; a medição foi feita com as amostras em triplicata, a temperatura de 25 °C.

#### 4.8 Cinética de absorção de água

##### 4.8.1 Determinação experimental da cinética de absorção de água

Para determinar a cinética de absorção de água pelas sementes de milho peliculizadas durante o processo de germinação, 5 g de sementes foram pesadas e, em seguida, acondicionadas em cestas plásticas de 50 mm de diâmetro com sua base telada, sendo dispostas em uma única camada. Os experimentos de absorção de água por sementes de milho foram realizados em triplicata. Essas cestas foram distribuídas sobre grades de isopor e acondicionadas em caixas plásticas com tampa possuindo dimensões de 42,5 cm x 28,5 cm x 17,0 cm, perfazendo um volume de 20591 cm<sup>3</sup> (20,6 L), contendo seis litros de água destilada deionizada em seu interior. A distância entre as cestas plásticas e a água destilada foi cerca de 5,5 cm. As grades de isopor permitiram que as sementes ficassem suspensas sobre a água, conforme a Figura 4.3. O volume de água foi marcado na caixa, e constantemente verificou-se a necessidade de reabastecimento para manter o volume inicial.



**Figura 4.3.** Arranjo experimental empregado para a determinação do teor de absorção de água em sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas.

**Fonte:** Melo, 2017.

Todo esse aparato foi mantido em BOD a 10 °C por um período de 40 dias, nos quais as massas das sementes foram pesadas até que houvesse 50% de emissão da raiz primária visível, em cada um dos diferentes tratamentos. A cada 24 h realizou-se a pesagem das cestas com as sementes para a determinação da quantidade de água absorvida. Este procedimento foi realizado em uma balança digital Shimadzu, com precisão de 0,001 g. Com o teor de água determinado ao iniciar o experimento e os pesos diários pôde-se determinar o ganho diário de água pelas sementes. O teor de água foi determinado utilizando a metodologia contida nas Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009) e calculado de acordo com a equação:

$$\text{Teor de água (\%)} = 100 * (P - p) / (p - t_a) \quad (4.10)$$

onde: *Teor de água* é a Porcentagem de umidade;

*P* é o peso final (em cada dia), peso do recipiente mais o peso da semente seca;

*p* é o peso inicial, peso do recipiente mais o peso da semente seca;

*t<sub>a</sub>* é a tara (peso do recipiente).

É interessante observar que, devido ao uso de equações empíricas para a descrição da cinética de absorção de água pelas sementes, optou-se pelo cálculo do teor de água em base úmida.

#### 4.8.2 Modelos propostos

O LAB Fit Curve Fitting Software ( [www.labfit.net](http://www.labfit.net) ), desenvolvido pelo orientador da presente pesquisa, possui uma biblioteca com mais de 200 funções com uma variável independente. Uma vez fornecido um conjunto de dados ao software, cada função presente em sua biblioteca é ajustada automaticamente aos dados e, ao final, o software seleciona os dez melhores resultados, que são classificados pela comparação do qui-quadrado reduzido obtido para o ajuste de cada função. Esta ferramenta é disponibilizada em uma opção chamada “Finder”, e foi utilizada para determinar as melhores funções com 2 e 3 parâmetros, com o objetivo de descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, durante o período de germinação.

#### 4.8.3 Obtenção de equações usando o “Finder”

Foi investigado, em uma primeira etapa, o comportamento do teor de água (% b.u.) em função do tempo de exposição das sementes, com o uso de funções de dois parâmetros. Essa investigação envolveu cada um dos 15 conjuntos de dados

experimentais, sendo um conjunto para cada tratamento aplicado às sementes de milho. Cada um desses conjuntos de dados foi informado ao LAB Fit e, então, analisado pelo “Finder”. Um procedimento similar também foi realizado para se determinar funções com três parâmetros de ajuste. É interessante salientar que o “Finder” possibilita selecionar funções com a quantidade de parâmetros estipulada pelo usuário.

## 4.9 Armazenamento

### 4.9.1 Teor de água

Para determinar o teor de água das sementes foi utilizado o método padrão de estufa a  $105 \pm 3$  °C, onde 3 subamostras de 10 g foram acondicionadas em recipientes metálicos e colocados na estufa onde ficaram por 24 h. O teor de água foi calculado com base no peso úmido, através da seguinte equação:

$$\text{Teor de água (\%)} = 100 * (P - p) / (P - t_a) \quad (4.11)$$

Onde: *Teor de água* é a Porcentagem de umidade, em base úmida;

*P* = é o peso inicial, peso do recipiente e sua tampa mais o peso da semente úmida;

*p* = é o peso final, peso do recipiente e sua tampa mais o peso da semente seca;

*t<sub>a</sub>* = é a tara (peso do recipiente).

O resultado final foi dado através da média aritmética das porcentagens de cada uma das subamostras e expresso em porcentagem de base úmida (% b.u.), de acordo com as Regras para Análises de Sementes (Brasil, 2009).

### 4.9.2 Teste de Germinação

Foram utilizadas quatro repetições de 50 sementes por tratamento, empregando-se como substrato papel Germitest, umedecido com água destilada, na proporção de 2,5 vezes o peso do papel. Os rolos (repetições) contendo 50 sementes cada foram acondicionados em sacos plásticos e colocados em germinador, com temperatura constante de 25 °C e fotoperíodo com 8 h luz. As avaliações da primeira contagem da germinação e última contagem foram realizadas no 4º e 7º dia no decorrer do teste, respectivamente. Os resultados foram expressos em percentual de sementes germinadas (Brasil, 2009).

### 4.9.3 Índice de Velocidade de Germinação (IVG)

Este teste foi realizado juntamente com o teste de germinação. As avaliações

ocorreram diariamente no mesmo horário. Os resultados foram calculados de acordo com a equação proposta por Maguire, (1962) onde o número de plântulas normais foi dividido pelo dia de contagem:

$$IVG = G1 / N1 + G2 / N2 + \dots GN / NN \quad (4.12)$$

Onde:

G1, G2 ... GN = número de plântulas normais no primeiro, segundo e último dia de contagem, respectivamente;

N1, N2 ... NN = número de dias da primeira, segunda e última contagem, respectivamente.

#### **4.9.4 Matéria seca**

Para a determinação da matéria seca, ocorreu, de início a separação das plântulas germinadas das sementes que não ocorreu germinação, e foram colocadas em papel tipo Kraft e acondicionadas estufa de laboratório com circulação de ar forçada para secagem, à temperatura de 80 °C até atingir peso constante. Em seguida, o material foi pesado em balança digital. Os dados foram expressos em mg.

#### **4.9.5 Porcentagem de infestação de insetos**

A porcentagem de insetos presentes nas sementes de milho armazenando foi avaliada observando 100 sementes de cada tratamento em três repetições, separando-se as sementes danificadas das íntegras em relação ao número total da amostra. Para calcular a porcentagem foi utilizada a equação sugerida por Almeida e Villamil (2000):

$$\text{Porcentagem de infestação (PI)} = \frac{D}{D+I} \times 100 \quad (4.13)$$

Em que: PI é a porcentagem de infestação;

D é o número de sementes danificadas;

I é o número de sementes íntegras.

#### **4.9.6 Micoflora**

Este teste foi realizado com quatro subamostras de 10 sementes pelo emprego do método de papel de filtro umedecido (Neergaard, 1979). As sementes, em número de 10, foram distribuídas de forma igualitária e espaçadas sobre uma camada composta por três folhas sobrepostas de papel filtro, previamente umedecidos com água destilada

esterilizada (ADE) e contidas em placa de Petri ( $\varnothing = 9,0$  cm); após a distribuição das sementes, as placas de Petri ficaram mantidas em ambiente não controlado de temperatura, umidade e fotoperíodo. No oitavo dia de incubação as sementes foram observadas em microscópio estereoscópico, para identificação dos fungos levando em consideração as características de suas colônias e a avaliação de incidência (% de sementes infectadas). Para a identificação dos fungos, foi utilizado informações contidas na detecção, importância e controle de fungos em sementes de soja (Henning, 2015).

#### **4.10 Delineamento experimental e análise estatística**

O experimento foi realizado em Delineamento Inteiramente Casualizado (DIC) e montado em esquema fatorial  $14 + 1 \times 7$  (materiais empregados nos revestimentos mais o controle x períodos de armazenamento) e cada tratamento contendo quatro repetições. Os dados foram submetidos à Análise de Variância ( $P \leq 0,05$ ). Para o fator quantitativo (períodos de armazenamento) os dados passaram por regressão na Análise de Variância para determinar os modelos para cada material. Para o fator qualitativo (materiais empregados nos revestimentos) as médias, quando necessário, foram comparadas pelo teste de Skott-Knott ( $P \leq 0,05$ ). Para as estatísticas analisadas foram utilizado o software Assistat versão 7.7 e LAB Fit Curve Fitting Software para a determinação da cinética de absorção de água. Realizou-se ainda, para as análises do armazenamento, Correlação Linear de Pearson (Ferreira, 2014).

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Caracterização do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha

Na Tabela 5.1 estão organizadas as médias e desvio padrão das análises de caracterização do extrato de própolis vermelha e os limites estabelecidos pela legislação brasileira.

**Tabela 5.1** - Médias e desvio padrão da caracterização do extrato hidroalcoólico de própolis vermelha e limites estabelecidos pela legislação brasileira. Campina Grande, Paraíba. 2024.

<b>Análises</b>	<b>Resultados</b>	<b>Limites estabelecidos pela legislação brasileira*</b>
<b>Fenólicos totais (mg EAG/g)</b>	435,10 ± 0,49	Mínimo de 5% (m/m)
<b>Clorofila total (µg/g)</b>	3,85 ± 0,01	-
<b>Carotenoides (µg/g)</b>	175,72 ± 0,88	-
<b>Flavonoides (mg EQ/g)</b>	36,42 ± 0,09	Mínimo de 0,5% (m/m)
<b>Antocianinas (mg EQ/g)</b>	-	-
<b>Taninos (mg EAT/g)</b>	367,52 ± 0,07	-
<b>Perda por dessecação (%)</b>	2,53 ± 0,16	Máximo de 8% (m/m)
<b>Solúveis em etanol (%)</b>	83,01 ± 5,79	Mínimo de 35% (m/m)
<b>Cinzas (%)</b>	0,91 ± 0,06	Máximo de 5% (m/m)

\*Brasil (2020).

Os teores de fenólicos totais e flavonoides foram de 435,10 e 36,42 mg/100g, respectivamente (Tabela 5.1). A literatura apresenta o teor de fenólicos totais contidos na própolis vermelha como bastante variado, normalmente sendo maior que 90 mg/100g. Em um estudo realizado por Alencar *et al.* (2007), obtiveram teor de fenólicos totais de 416,31 mg EAG/g, Cabral *et al.* (2009) obtiveram 257,98 mg EAG/g. Observa-se que o teor de fenólicos totais alcançados no presente estudo corrobora com os estudos já realizados.

Já o teor de flavonoides encontrado na própolis vermelha tende a ser baixo, ao realizar um comparativo com o teor de fenólicos totais. Hataro *et al.* (2012) obteve, avaliando flavonoides em própolis vermelha, valores de 23,8 mg EQ/g, Alencar *et al.* (2007) 43 mg EQ/g e Dausch (2007) encontrou 32,91 mg EQ/g. Com isso, é evidenciado

a variação no teor de flavonoides disponíveis na literatura e que o resultado encontrado nesta pesquisa possui semelhança aos estudos realizados.

A composição da própolis possui variação de acordo com a localização geográfica onde a mesma é produzida, a partir de plantas visitadas pelas abelhas para coletar resinas, o período de coleta e com a espécie de abelha coletora, o que explica a diversidade de compostos bioativos encontrados em sua formulação. Entre as diversas substâncias constituintes que podem ser encontradas na própolis, destacam-se os compostos fenólicos e flavonoides, atribuídos a importantes atividades farmacológicas e antimicrobianas, servindo estes teores como parâmetros utilizados no controle da qualidade da própolis (Brasil, 2020).

A partir da Tabela 5.1, é possível observar que os parâmetros analisados para fenólicos totais e flavonoides, correspondendo a 43,51 e 3,64% estão dentro dos padrões estabelecidos. Além disso, a perda por dessecação (2,53%), solúvel em etanol (83,01%) e cinzas (0,91%) também estão dentro dos limites estabelecidos pela legislação brasileira. Como forma de garantir o controle de qualidade da própolis, possibilitando sua comercialização para o mercado externo e interno, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) aprovou, no ano de 2001 uma legislação específica com padrões de qualidade da própolis produzida no país. Essa legislação consta na Instrução Normativa N° 03, de 19 de janeiro de 2001 (Brasil, 2001), onde são estabelecidos os requisitos físico-químicos para avaliação da qualidade da própolis bruta.

Para a clorofila total e carotenoides, o extrato apresentou valores de 3,85 mg/100g e 175,72 mg/100g, em que estes parâmetros não apresentam limites estabelecidos pela legislação brasileira. O teor de taninos encontrado foi de 367,52 mg EQ/g). Monteiro *et al.* (2005), em sua pesquisa química voltada para taninos relata que o mesmo possui ação antimicrobiana e antifúngica, sendo bem conhecidas e documentadas, e que, pesquisas sobre atividade biológica de taninos evidenciam ação importante contra microrganismos. Além disso, observa-se também que não foram detectadas antocianinas.

## **5.2 Propriedades físicas**

### **5.2.1 Biometria**

Na Tabela 5.2 estão organizadas as médias e desvio padrão da biometria comprimento (mm), largura (mm) e espessura (mm) das sementes de milho peliculizadas e armazenadas.

**Tabela 5.2** - Médias e desvio padrão da biometria (comprimento, largura e espessura em mm) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas. Campina Grande, Paraíba. 2024.

<b>TRATAMENTOS</b>	<b>COMPRIMENTO (mm)</b>	<b>LARGURA (mm)</b>	<b>ESPESSURA (mm)</b>
<b>Controle</b>	11,22 ± 0,30 a	9,69 ± 0,18 a	4,37 ± 0,05 a
<b>Própolis vermelha</b>	11,06 ± 0,31 a	9,50 ± 0,18 a	4,28 ± 0,04 a
<b>Fungicida</b>	10,93 ± 0,27 a	9,63 ± 0,20 a	4,48 ± 0,28 a
<b>Polímero 1</b>	10,68 ± 0,19 a	9,59 ± 0,17 a	4,26 ± 0,05 a
<b>Polímero 2</b>	11,00 ± 0,42 a	9,60 ± 0,24 a	4,34 ± 0,09 a
<b>Polímero 3</b>	10,82 ± 0,25 a	9,58 ± 0,24 a	4,30 ± 0,18 a
<b>Cola PVA 1</b>	10,79 ± 0,17 a	9,57 ± 0,17 a	4,35 ± 0,15 a
<b>Cola PVA 2</b>	10,87 ± 0,14 a	9,45 ± 0,18 a	4,25 ± 0,11 a
<b>Cola PVA 3</b>	10,62 ± 0,41 a	9,25 ± 0,18 a	4,09 ± 0,14 a
<b>Goma arábica 1</b>	10,98 ± 0,33 a	9,55 ± 0,22 a	4,35 ± 0,06 a
<b>Goma arábica 2</b>	10,83 ± 0,40 a	9,71 ± 0,35 a	4,20 ± 0,18 a
<b>Goma arábica 3</b>	10,84 ± 0,26 a	9,77 ± 0,22 a	4,37 ± 0,11 a
<b>Goma mandioca 1</b>	11,10 ± 0,18 a	9,70 ± 0,21 a	4,35 ± 0,08 a
<b>Goma mandioca 2</b>	10,91 ± 0,33 a	9,60 ± 0,22 a	4,30 ± 0,16 a
<b>Goma mandioca 3</b>	10,84 ± 0,21 a	9,55 ± 0,20 a	4,24 ± 0,18 a

Para os valores da biometria das sementes de milho peliculizadas, houve variações de 10,62 a 11,22 mm no comprimento, 9,25 a 9,77 mm na largura e 4,09 a 4,48 mm na espessura (Tabela 5.2). É possível observar que não houve diferença estatística entre os tratamentos para o comprimento (mm), largura (mm) e espessura (mm) das sementes peliculizadas. Esse comportamento já era esperado, visto que, no processo de peliculização das sementes, como é feito a aplicação de um filme, a camada fina que as envolve não possui capacidade de aumentar o seu tamanho e peso, mantendo-as em sua forma original. Além disso, as sementes passaram pelo peneiramento (peneira tamanho 22), para padronização do seu tamanho, como uma forma de facilitar sua semeadura, principalmente quando é realizada de maneira mecanizada.

Resultados semelhantes foram encontrados por Gomes (2018) que, avaliando a qualidade fisiológica e sanitária de sementes de milho crioulo revestidas com subprodutos da agroindústria, os valores da biometria foram de 11,92 mm de largura, 8,96 mm de

comprimento e 4,25 mm de espessura, na variedade de milho Vermelhão e de 11,13 mm de comprimento, 10,53 mm de largura e 3,23 mm de espessura para variedade Hibra.

Limão (2019), realizando a caracterização da qualidade de sementes de variedades crioulas de milho, avaliando a biometria das sementes, alcançou resultados próximos aos obtidos na presente pesquisa, com biometria de 12,54 mm para o comprimento, 9,25 mm para largura e 3,44 mm para espessura em sementes de variedade Asa branca e 11,32 mm de comprimento, 8,79 mm de largura e 3,03 mm de espessura para a variedade crioula. O referido autor ainda destaca a importância de classificar as sementes por tamanho para a comercialização e principalmente na semeadura, visto sua importância na semeadura, especialmente se for feito de forma mecanizada, permitindo o melhor encaixe no disco de semeadura.

### 5.2.2 Ângulo de repouso, porosidade e atividade de água

Na Tabela 5.3 estão organizadas as médias e desvio padrão das propriedades físicas ângulo de repouso ( $^{\circ}$ ), porosidade (%) e atividade de água ( $A_w$ ) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas.

**Tabela 5.3** - Médias e desvio padrão das propriedades físicas ângulo de repouso ( $^{\circ}$ ), porosidade (%) e atividade de água ( $A_w$ ) das sementes de milho peliculizadas e armazenadas. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	ÂNGULO DE REPOUSO ( $^{\circ}$ )	POROSIDADE (%)	ATIVIDADE DE ÁGUA ( $A_w$ )
<b>Controle</b>	29,00 $\pm$ 1,15 a	49,33 $\pm$ 0,57 a	0,633 $\pm$ 0,001 d
<b>Própolis vermelha</b>	29,25 $\pm$ 0,50 a	50,00 $\pm$ 0,50 a	0,679 $\pm$ 0,006 b
<b>Fungicida</b>	27,75 $\pm$ 2,63 a	51,33 $\pm$ 0,76 a	0,688 $\pm$ 0,003 a
<b>Polímero 1</b>	31,00 $\pm$ 2,71 a	52,00 $\pm$ 0,50 a	0,696 $\pm$ 0,001 a
<b>Polímero 2</b>	31,00 $\pm$ 2,71 a	51,33 $\pm$ 0,57 a	0,674 $\pm$ 0,010 b
<b>Polímero 3</b>	29,25 $\pm$ 1,00 a	50,00 $\pm$ 1,00 a	0,660 $\pm$ 0,016 c
<b>Cola PVA 1</b>	31,00 $\pm$ 2,71 a	48,00 $\pm$ 1,00 a	0,671 $\pm$ 0,010 b
<b>Cola PVA 2</b>	32,75 $\pm$ 2,06 a	48,00 $\pm$ 0,50 a	0,683 $\pm$ 0,001 a
<b>Cola PVA 3</b>	30,00 $\pm$ 3,37 a	50,00 $\pm$ 0,50 a	0,670 $\pm$ 0,007 b
<b>Goma arábica 1</b>	29,25 $\pm$ 0,96 a	50,00 $\pm$ 0,50 a	0,651 $\pm$ 0,009 c
<b>Goma arábica 2</b>	29,50 $\pm$ 0,57 a	53,33 $\pm$ 0,76 a	0,688 $\pm$ 0,004 a
<b>Goma arábica 3</b>	29,00 $\pm$ 1,15 a	51,33 $\pm$ 1,04 a	0,683 $\pm$ 0,003 a

<b>Goma mandioca 1</b>	28,50 ± 1,73 a	47,33 ± 0,76 a	0,665 ± 0,008 c
<b>Goma mandioca 2</b>	28,75 ± 1,50 a	50,00 ± 0,50 a	0,688 ± 0,010 a
<b>Goma mandioca 3</b>	29,00 ± 1,15 a	48,00 ± 1,00 a	0,682 ± 0,002 a

Para o ângulo de repouso (graus), a variação ocorreu entre 27,75 a 32,75. Observa-se que não houve diferença estatística entre os tratamentos e o controle. Como já mencionado, o processo de peliculização não altera sua forma e tamanho, fazendo com que as sementes não apresentem comportamento diferenciado ao escoarem na placa de acrílico. Em relação a porosidade, a variação ocorreu entre 47,33 a 53,33%. Nota-se que os tratamentos não diferiram estatisticamente entre si e o controle (Tabela 5.3).

A atividade de água ( $A_w$ ) apresentou variação entre 0,633 e 0,696. Os tratamentos polímero 3 (0,660), goma arábica 1 (0,651) e goma mandioca 1 (0,665) foram os que mais se aproximaram do controle, diferindo entre os demais tratamentos e o controle. Os tratamentos fungicida (0,688), polímero 1 (0,696), cola PVA 2 (0,683), goma arábica 2 (0,688), goma arábica 3 (0,683), goma mandioca 2 (0,688) e goma mandioca 3 (0,682) foram os que apresentaram maior atividade de água e o controle (0,633) o que apresentou menor atividade de água. Isto ocorreu, devido a todos os tratamentos, com exceção do controle, possuírem água em sua formulação, sendo absorvida pelas sementes no processo de revestimento (Tabela 5.3).

Smaniotto *et al.* (2012) em seu estudo sobre isoterma e calor latente de dessorção de grãos de milho cultivar AG 7088, obtiveram resultados de atividade de água ( $A_w$ ) que variaram entre 0,499 a 0,888. Os resultados encontrados na presente pesquisa mostram ser semelhantes, estando dentro do intervalo de ( $A_w$ ) encontrado pelo estudo citado.

Baraviera *et al.* (2014), avaliando as propriedades físicas de milho híbrido, observaram que nas propriedades físicas ângulo de repouso e porosidade não foram encontradas diferenças entre os híbridos analisados, estando esses resultados corroborando com a presente pesquisa.

Camilo *et al.* (2014), estudando as propriedades físicas de milho armazenados em diferentes condições, obtiveram resultados de porosidade igual a 45,31%, estando próximo aos resultados encontrados. O valor médio da porosidade (%) para o conjunto de dados desta pesquisa também se apresentou próximo ao de Silva *et al.* (2018) que, estudando as características físicas de sementes de milho crioulo da Paraíba, obtiveram porosidade de 42,76 e 44,36%.

### 5.5.3 Cinética de absorção de água

#### 5.5.3.1 Equações empíricas com 2 parâmetros

O “Finder” indicou, para cada um dos 15 conjuntos de dados, as dez melhores funções com 2 parâmetros, do menor para o maior qui-quadrado reduzido, através dos seus números de identificação na biblioteca do software. Os resultados obtidos estão disponíveis no Quadro 5.1.

**Quadro 5.1.** Melhores funções de 2 parâmetros para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, indicadas pelo “Finder”. Os números apresentados são os números de ordem das funções na biblioteca do LAB Fit.

TRATAMENTOS	FUNÇÕES									
<b>Controle</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	19	13	10	58	25	23	109	8
<b>Própolis vermelha</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	19	13	10	58	25	109	23	8
<b>Fungicida</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	58	19	13	10	109	25	23	115
<b>Polímero 1</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	58	25	19	13	10	109	23	115
<b>Polímero 2</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	25	10	19	13	109	58	23	8
<b>Polímero 3</b>	<b>17</b>	19	13	58	25	22	8	10	23	109
<b>Cola PVA 1</b>	<b>22</b>	<b>17</b>	10	109	25	19	13	58	23	6
<b>Cola PVA 2</b>	<b>22</b>	<b>17</b>	109	10	25	58	19	13	23	115
<b>Cola PVA 3</b>	<b>22</b>	<b>17</b>	109	10	25	58	23	19	13	6
<b>Goma arábica 1</b>	<b>17</b>	19	13	<b>22</b>	58	25	10	8	109	23
<b>Goma arábica 2</b>	<b>17</b>	19	13	58	25	<b>22</b>	10	8	23	109
<b>Goma arábica 3</b>	<b>22</b>	<b>17</b>	10	109	25	58	19	13	23	8
<b>Goma mandioca 1</b>	<b>22</b>	109	<b>17</b>	10	25	58	23	19	13	6
<b>Goma mandioca 2</b>	<b>22</b>	<b>17</b>	109	10	58	25	19	13	23	115
<b>Goma mandioca 3</b>	<b>17</b>	<b>22</b>	19	13	58	10	25	109	23	8

A partir das informações disponíveis no Quadro 5.1, pode-se observar que as funções com 2 parâmetros que mais se destacaram foram as de números 17 e 22.

Fazendo-se uma inspeção na biblioteca do software, verifica-se que as funções de números 17 e 22 são dadas, respectivamente, por:

$$\text{Teor de água} = \frac{t}{(a + b t)} \quad (5.1)$$

$$\text{Teor de água} = a + b \ln(t) \quad (5.2)$$

em que  $t$  é o tempo de absorção,  $a$  e  $b$  são parâmetros de ajuste, e o *Teor de água* é determinado em base úmida. A propósito, vale salientar que a Equação (5.1), denominada no LAB Fit por Inverse of hyperbola, corresponde à equação de Peleg.

### 5.5.3.2 Equações empíricas com 3 parâmetros

Para o estudo envolvendo funções de 3 parâmetros, o resultado obtido pelo “Finder” do LAB Fit é apresentado Quadro 5.2.

**Quadro 5.2.** Melhores funções de 3 parâmetros para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, indicadas pelo “Finder”. Os números apresentados são os números de ordem das funções na biblioteca do LAB Fit.

TRATAMENTOS	FUNÇÕES									
<b>Controle</b>	38	102	95	28	74	83	106	123	87	82
<b>Própolis vermelha</b>	87	82	105	106	91	48	<b>44</b>	<b>30</b>	83	123
<b>Fungicida</b>	<b>30</b>	<b>44</b>	48	91	178	87	82	27	106	105
<b>Polímero 1</b>	128	57	27	66	178	42	89	129	<b>44</b>	<b>30</b>
<b>Polímero 2</b>	123	83	106	102	105	87	82	38	74	<b>30</b>
<b>Polímero 3</b>	<b>44</b>	<b>30</b>	27	57	38	105	42	66	89	129
<b>Cola PVA 1</b>	152	<b>30</b>	<b>44</b>	105	87	82	83	106	123	102
<b>Cola PVA 2</b>	204	178	27	42	152	<b>44</b>	<b>30</b>	82	87	91
<b>Cola PVA 3</b>	27	178	204	42	48	91	152	<b>44</b>	<b>30</b>	87
<b>Goma arábica 1</b>	<b>44</b>	<b>30</b>	27	66	105	91	48	42	129	89
<b>Goma arábica 2</b>	<b>44</b>	<b>30</b>	27	42	38	105	57	66	17	90
<b>Goma arábica 3</b>	152	27	204	<b>44</b>	<b>30</b>	178	42	87	82	48
<b>Goma mandioca 1</b>	152	105	<b>44</b>	<b>30</b>	102	83	106	133	123	87
<b>Goma mandioca 2</b>	204	178	<b>44</b>	<b>30</b>	27	91	48	87	82	42
<b>Goma mandioca 3</b>	<b>44</b>	<b>30</b>	48	91	27	87	82	105	178	66

A partir das informações disponíveis no Quadro 5.2, observa-se que as funções mais frequentes e melhores classificadas, com 3 parâmetros, foram as de números 30 e 44. É possível observar, na biblioteca do LAB Fit, que tais funções são, respectivamente, dadas por:

$$\text{Teor de água} = a e^{\left(\frac{\ln(t) - b}{c}\right)^2} \quad (5.3)$$

$$\text{Teor de água} = a t^{(b + c \ln(t))} \quad (5.4)$$

em que  $t$  é o tempo de absorção,  $a$ ,  $b$  e  $c$  são parâmetros de ajuste, e o *Teor de água* é determinado em base úmida.

### 5.5.3.3 Ajustes usando a Equação (5.1)

Os resultados para a descrição das cinéticas de absorção de água por sementes de milho peliculizadas, obtidos através da Equação (5.1), “Inverse of hyperbola”, com 2 parâmetros, são apresentados na Tabela 5.4. Esta tabela destaca os parâmetros de ajuste, suas incertezas, os qui-quadrados ( $\chi^2$ ), e os coeficientes de determinação ( $R^2$ ).

**Tabela 5.4.** Resultados dos ajustes da Equação (5.1), Inverse of hyperbola, aos dados experimentais das cinéticas de absorção de água referentes aos tratamentos das sementes de milho peliculizadas. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	$a$	$b$	$\chi^2$	$R^2$
<b>Controle</b>	0,0684 ± 0,0018	0,0295 ± 0,0001	10,1234	0,9880
<b>Própolis vermelha</b>	0,0746 ± 0,0017	0,0273 ± 0,0001	5,6853	0,9944
<b>Fungicida</b>	0,0818 ± 0,0017	0,0254 ± 0,0001	4,2933	0,9964
<b>Polímero 1</b>	0,0857 ± 0,0024	0,0275 ± 0,0001	7,5002	0,9927
<b>Polímero 2</b>	0,0792 ± 0,0021	0,0276 ± 0,0001	9,1637	0,9919
<b>Polímero 3</b>	0,0651 ± 0,0018	0,0299 ± 0,0001	9,2034	0,9888
<b>Cola PVA 1</b>	0,0742 ± 0,0027	0,0253 ± 0,0002	10,6909	0,9897
<b>Cola PVA 2</b>	0,0816 ± 0,0028	0,0239 ± 0,0002	11,1890	0,9911
<b>Cola PVA 3</b>	0,0860 ± 0,0031	0,0261 ± 0,0002	10,1864	0,9903
<b>Goma arábica 1</b>	0,0674 ± 0,0017	0,0278 ± 0,0001	7,6907	0,9919
<b>Goma arábica 2</b>	0,0702 ± 0,0021	0,0276 ± 0,0001	13,8471	0,9872
<b>Goma arábica 3</b>	0,0772 ± 0,0024	0,0244 ± 0,0002	10,1602	0,9920
<b>Goma mandioca 1</b>	0,0862 ± 0,0033	0,0228 ± 0,0002	15,6155	0,9891
<b>Goma mandioca 2</b>	0,0783 ± 0,0024	0,0236 ± 0,0002	8,6724	0,9933
<b>Goma mandioca 3</b>	0,0669 ± 0,0014	0,0262 ± 0,0001	3,9031	0,9958

De acordo com os indicadores estatísticos apresentados na Tabela 5.4, verifica-se que os ajustes da equação Inverse of hyperbola, Equação (5.1), aplicada aos tratamentos

foram satisfatórios. Por outro lado, o teste t de Student (teste t), que indica a probabilidade de cada parâmetro ser zero, mesmo tendo o valor obtido resultou, em todos os tratamentos, em  $P(t) = 0,0$ , para os dois parâmetros da Equação (5.1), de acordo com as informações providas pelo LAB Fit. Para os qui-quadrados, obtiveram-se valores variando de 3,9031 a 15,6155 e, para os coeficientes de determinação, os valores obtidos variaram entre 0,9872 até 0,9964. Dentre os tratamentos, é observado que os grãos de milho correspondentes à utilização de fungicida e goma de mandioca 3 apresentaram os melhores ajustes em função dos menores valores de  $\chi^2$  (4,2933 e 3,9031, respectivamente) e maiores valores de  $R^2$  (0,9964 e 0,9958, respectivamente).

#### 5.5.3.4 Ajustes usando a Equação (5.3)

A Tabela 5.5 apresenta os resultados obtidos para as cinéticas de absorção de água pelas sementes de milho peliculizadas, descritas através da Equação (5.3), com 3 parâmetros, denominada pelo LAB Fit por Log Gaussian.

**Tabela 5.5.** Resultados dos ajustes da Equação (5.3), Log Gaussian, aos dados experimentais das cinéticas de absorção de água referentes aos tratamentos das sementes de milho peliculizadas. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	<i>a</i>	<i>b</i>	<i>c</i>	$\chi^2$	$R^2$
<b>Controle</b>	32,32 ± 0,32	3,98 ± 0,12	-15,9 ± 1,2	8,8352	0,9897
<b>Própolis vermelha</b>	34,40 ± 0,26	3,91 ± 0,07	-13,7 ± 0,6	2,6783	0,9972
<b>Fungicida</b>	36,11 ± 0,25	3,85 ± 0,06	-11,8 ± 0,4	1,3229	0,9987
<b>Polímero 1</b>	33,19 ± 0,30	3,76 ± 0,08	-11,5 ± 0,6	3,7174	0,9961
<b>Polímero 2</b>	34,91 ± 0,29	4,25 ± 0,08	-16,1 ± 0,7	2,4692	0,9976
<b>Polímero 3</b>	31,08 ± 0,06	3,47 ± 0,02	-11,41 ± 0,27	2,1360	0,9974
<b>Cola PVA 1</b>	39,3 ± 0,6	4,43 ± 0,11	-16,6 ± 0,8	1,0464	0,9988
<b>Cola PVA 2</b>	40,9 ± 0,8	4,39 ± 0,15	-15,0 ± 1,0	2,2099	0,9980
<b>Cola PVA 3</b>	38,1 ± 0,7	4,48 ± 0,14	-15,9 ± 0,9	1,3449	0,9985
<b>Goma arábica 1</b>	33,22 ± 0,13	3,60 ± 0,05	-11,9 ± 0,4	3,4974	0,9962
<b>Goma arábica 2</b>	33,43 ± 0,11	3,6 ± 0,04	-11,1 ± 0,4	6,1922	0,9942
<b>Goma arábica 3</b>	38,9 ± 0,5	4,15 ± 0,10	-14,1 ± 0,7	2,4087	0,9978
<b>Goma mandioca 1</b>	46,0 ± 1,4	4,90 ± 0,19	-17,2 ± 1,2	1,9684	0,9984
<b>Goma mandioca 2</b>	40,8 ± 0,5	4,24 ± 0,09	-14,2 ± 0,6	1,1843	0,9989
<b>Goma mandioca 3</b>	34,83 ± 0,17	3,56 ± 0,05	-11,4 ± 0,4	1,6150	0,9982

Através dos indicadores estatísticos da Tabela 5.5, percebe-se que os ajustes foram satisfatórios. Para todos os tratamentos, o teste t resultou, também, em  $P(t) = 0,0$  para os 3 parâmetros. Observando-se os qui-quadrados, foram obtidos valores variando de 1,0464 a 8,8352. Já os coeficientes de determinação, alcançaram valores entre 0,9897 até 0,9989. Com isso, é possível também observar que, comparando-se os indicadores estatísticos das Tabelas 5.5 e 5.6, a Equação (5.3), Log Gaussian, apresenta melhores resultados de ajuste aos dados experimentais que a Equação (5.1), Inverse of hyperbola. Portanto, a Equação (5.3) foi a escolhida para descrever a cinética de absorção de água por milho durante o processo de germinação.

### 5.5.3.5 Comparação de equações da literatura com a Equação (5.3)

Fazendo-se uma busca na literatura, equações empíricas descrevendo cinéticas de absorção de água são apresentadas por Da Silva *et al.* (2018), Kashiri *et al.* (2010) e Silva *et al.* (2012a), além de outros pesquisadores. Portanto, algumas das equações usadas pelos autores mencionados acima possibilitam fazer uma comparação entre elas e a Equação (5.3), que foi obtida e proposta por esta pesquisa. Para isso, é apresentado o Quadro 5.3, com as equações selecionadas da literatura.

**Quadro 5.3.** Equações empíricas usadas na literatura para cálculo de teor de água absorvida por sementes.

MODELO	EQUAÇÃO
Peleg adaptada, usada por Da Silva <i>et al.</i> (2018)	$t/(a + b t) + e^{c(t-d)}$ (5.5)
Peleg com três parâmetros, usada por Kashiri <i>et al.</i> (2010)	$t/(a + b t) + c$ (5.6)
Page modificada, usada por Silva <i>et al.</i> (2012)	$c(1 - e^{-a t^b})$ (5.7)
Silva <i>et alii</i> modificada, usada por Silva <i>et al.</i> (2012)	$(1 - e^{-a t - b \sqrt{t}}) c$ (5.8)
Polinômio de 3º grau, usada por Da Silva <i>et al.</i> (2018)	$a + b t + c t^2 + d t^3$ (5.9)

Para comparar a Equação (5.3), proposta neste trabalho, com outras da literatura, apresentadas no Quadro 5.3, os dados referentes ao tratamento da peliculização de milho com própolis vermelha foram aleatoriamente selecionados e utilizados. Os resultados para as equações empíricas do Quadro 5.3 ajustadas aos dados de sementes de milho peliculizadas com própolis vermelha são apresentados na Tabela 5.4.

**Tabela 5.4.** Parâmetros dos modelos Peleg adaptada (5.5), Peleg com três parâmetros (5.6), Page modificada (5.7), Silva *et alii* modificada (5.8) e Polinômio de 3º grau (5.9)

ajustados aos dados de absorção de água por sementes de milho peliculizadas com própolis vermelha. Campina Grande, Paraíba. 2024.

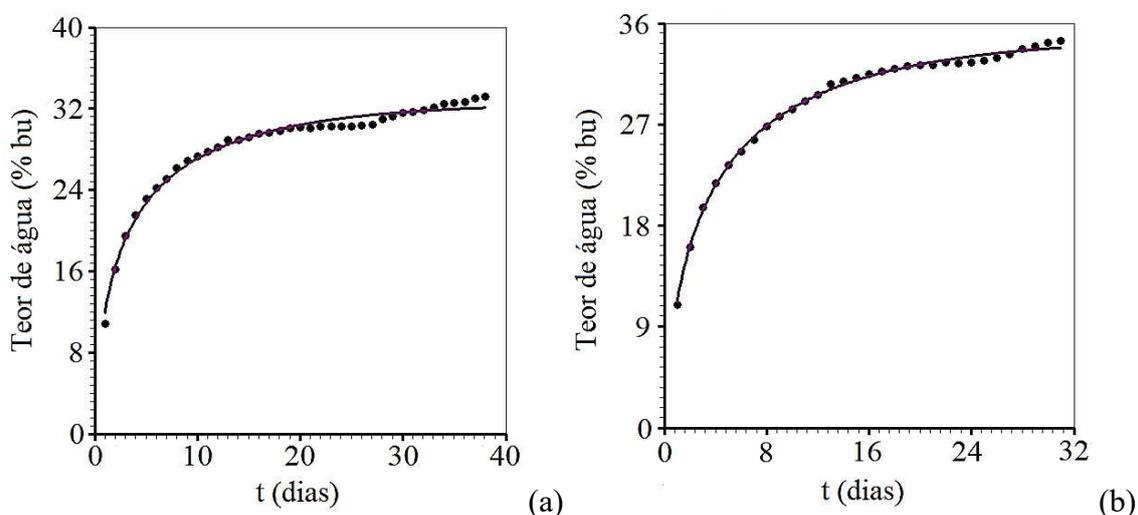
	<i>a</i>	<i>b</i>	<i>c</i>	<i>d</i>	$\chi^2$	$R^2$
(5.5)	$0,085 \pm 0,005$	$0,02675 \pm 0,00026$	$-0,36 \pm 0,20$	$3,1 \pm 1,6$	2,5530	0,9974
(5.6)	$0,107 \pm 0,007$	$0,0299 \pm 0,0005$	$3,9 \pm 0,6$	-	2,6884	0,9972
(5.7)	$0,398 \pm 0,008$	$0,630 \pm 0,015$	$34,87 \pm 0,26$	-	2,9671	0,9969
(5.8)	$0,065 \pm 0,009$	$0,356 \pm 0,015$	$34,32 \pm 0,24$	-	3,7990	0,9960
(5.9)	$10,4 \pm 0,5$	$3,07 \pm 0,15$	$-0,14 \pm 0,01$	$0,0023 \pm 0,0002$	12,2341	0,9872

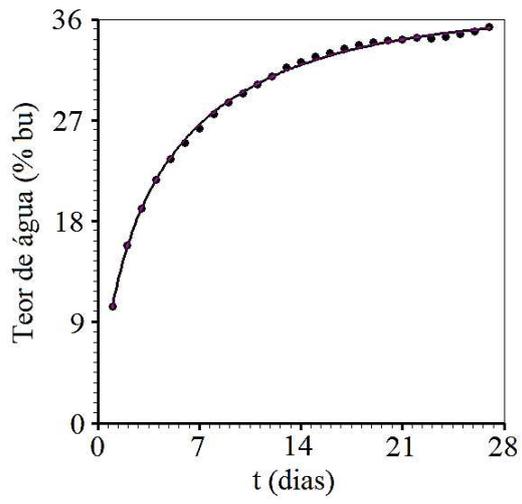
A comparação entre o melhor modelo empírico obtido nesta pesquisa, Equação 5.3, com os modelos disponíveis na literatura sugere as análises feitas a seguir. Observando-se os indicadores estatísticos da Tabela 5.5 percebe-se que, exceto pelo modelo dado pela Equação (5.9), que pode ser descartado (devido aos indicadores estatísticos), todos os outros modelos, a priori, parecem descrever bem a absorção de água pelas sementes de milho peliculizadas durante o processo de germinação. A equação de Peleg adaptada, Equação (5.5), que tem 4 parâmetros (*a*, *b*, *c* e *d*), apresentou um qui-quadrado com valor de 2,5530 e um coeficiente de determinação de 0,9974; e tais indicadores são muito satisfatórios. Entretanto, esta equação possui dois parâmetros, *c* e *d*, que não são significativos. Através do teste t de Student, apresentado pelo LAB Fit, percebe-se que tais parâmetros possuem, respectivamente, as probabilidades de 9,1 e 6,6% de serem zero, mesmo tendo os valores obtidos e apresentados na Tabela 5.6. Assim, a Equação (5.5) deve ser rejeitada para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho. Um fato curioso é que as Equações (5.5) e (5.9) até poderiam, a priori, descrever cada fase do processo de absorção, mas, por razões distintas, tiveram que ser descartadas. Para a equação de Peleg com três parâmetros, Equação (5.6), seu qui-quadrado foi de 2,6884 e o coeficiente de determinação foi igual a 0,9972, sendo que todos os três parâmetros dessa equação são significativos, de acordo com o teste t. Já para Page modificada, Equação (5.7), o qui-quadrado foi 2,9671 e o coeficiente de determinação foi 0,9969. Finalmente, para Silva et alii modificada, Equação (5.8), o qui-quadrado alcançou o valor de 3,7990 e o coeficiente de determinação foi 0,9960. Dentre as quatro primeiras equações empíricas selecionadas da literatura, as Equações (5.7) e (5.8), apresentaram indicadores estatísticos que, embora sejam bons, foram os piores. Assim, de todas as equações selecionadas da literatura, a Equação (5.6) parece ser a mais indicada para descrever o processo em estudo. Por outro lado, de acordo com a Tabela

5.6, a Equação (5.3) apresenta um qui-quadrado com um valor de 2,6783 e um coeficiente de determinação igual a 0,9972, com  $P(t) = 0,0$  para todos os três parâmetros, para o caso da absorção de água por sementes de milho tratado com própolis vermelha, que foi o conjunto de dados aleatoriamente utilizado para a comparação de modelos.

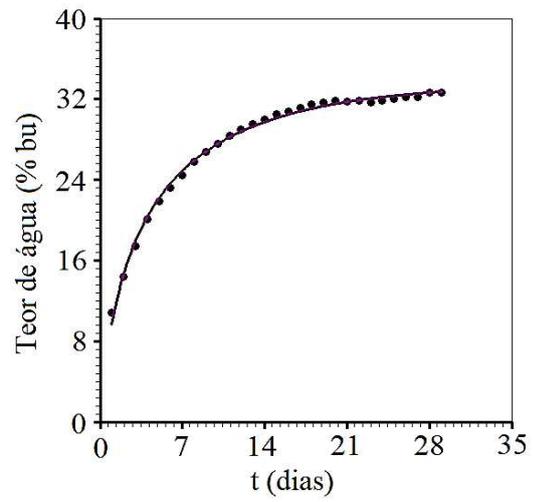
Pelos resultados e análises apresentados acima, duas equações podem, a priori, ser indicadas para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho: a Equação (5.3), Log Gaussian, obtida e proposta neste trabalho e a Equação (5.6), Peleg com 3 parâmetros, disponível na literatura. Para se realizar uma escolha entre essas duas equações empíricas, um último teste foi realizado. Para um tempo ligeiramente posterior a zero, por exemplo  $t = 0,0001$  dia, a equação proposta neste trabalho apresentou um valor percentual próximo de zero para o teor de água absorvida, o que é fisicamente esperado. Por outro lado, a Equação (5.6) aponta para um valor próximo de 3,92% para o teor de água absorvida, em base úmida. Obviamente, este valor não é fisicamente coerente, já que quase nenhuma água pode ter sido absorvida pelas sementes de milho num intervalo de tempo tão ínfimo (aproximadamente 8,6 segundos). Dessa forma, a Equação (5.3), obtida neste trabalho, foi selecionada para representar todos os 15 conjuntos de dados experimentais das cinéticas de absorção de água por sementes de milho durante a sua germinação.

A Figura 5.1 representa, graficamente, os 15 conjuntos de dados experimentais dos teores de absorção de água por sementes de milho ao longo do tempo de armazenamento, e também as linhas referentes aos ajustes da Equação (5.3) a esses 15 conjuntos de dados experimentais.

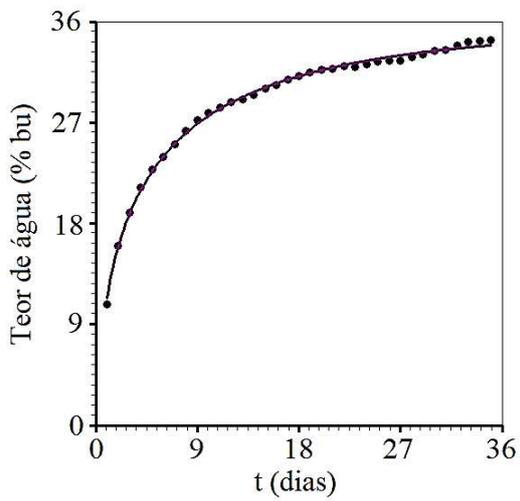




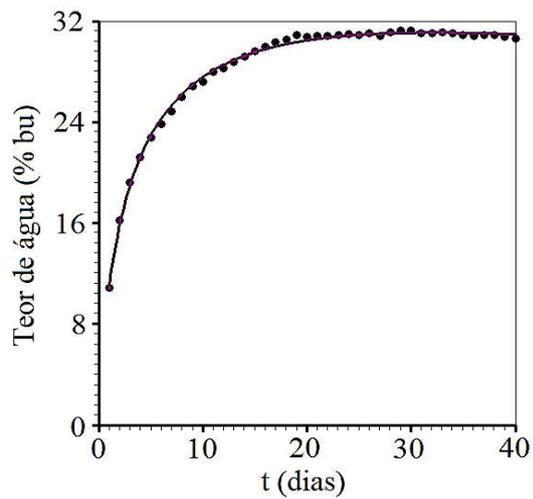
(c)



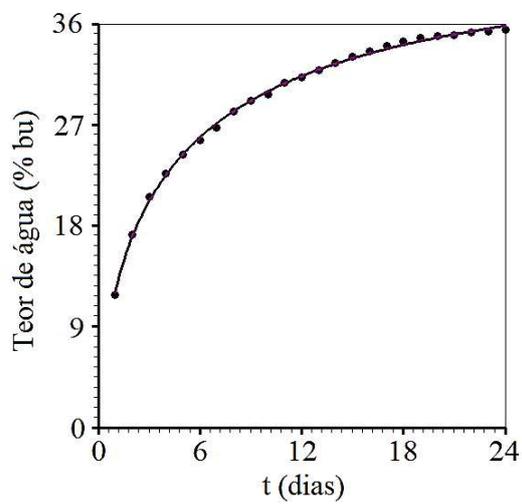
(d)



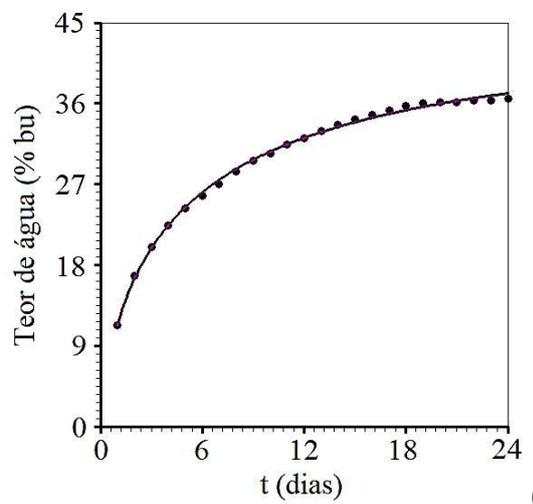
(e)



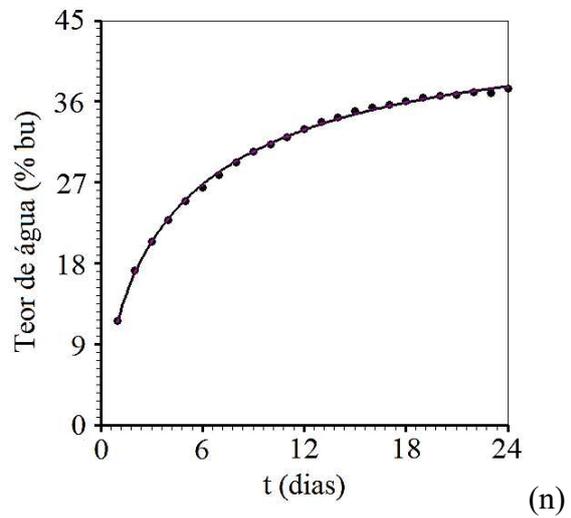
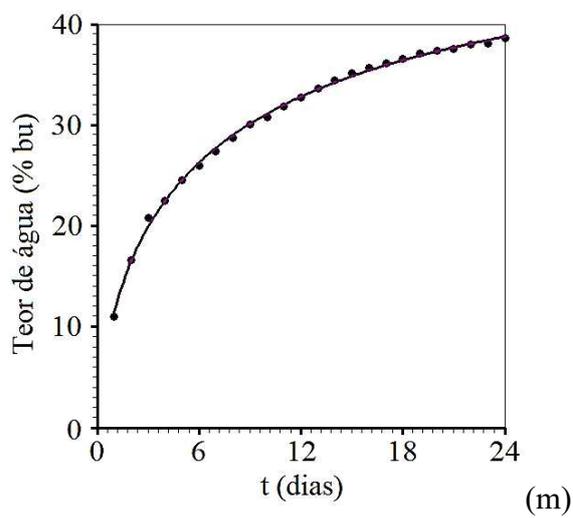
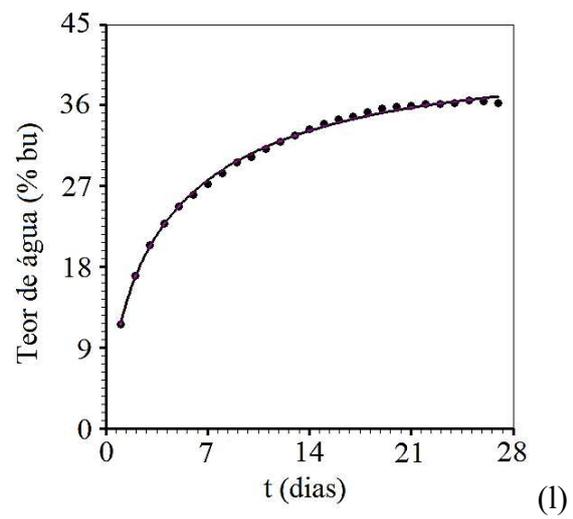
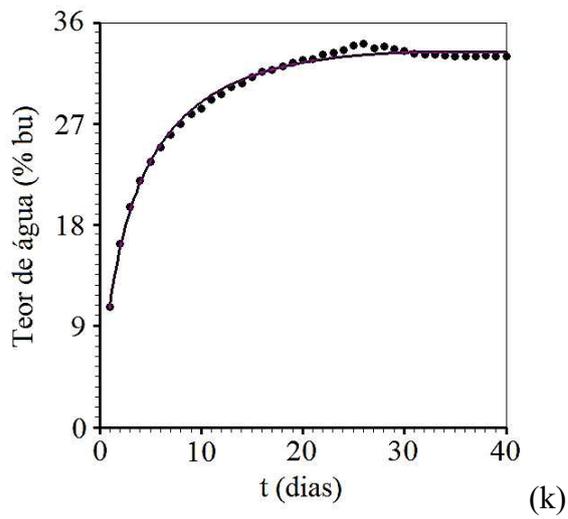
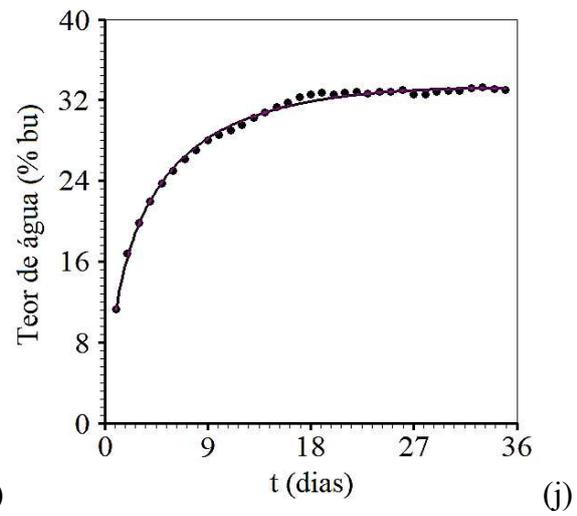
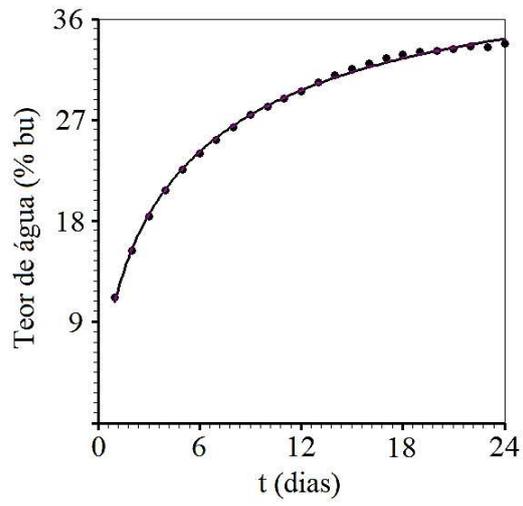
(f)

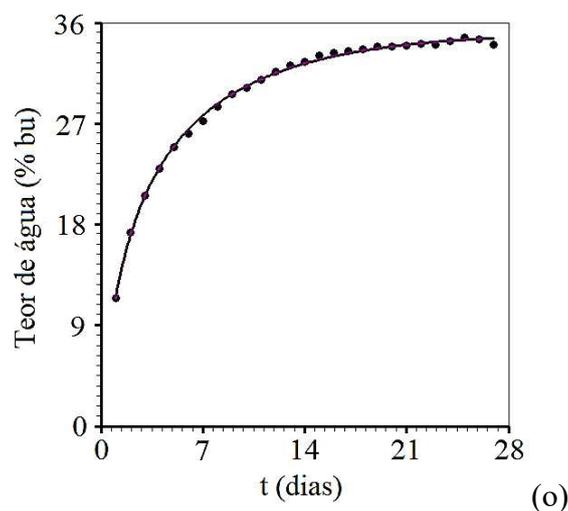


(g)



(h)





**Figura 5.1.** Cinética da absorção de água por sementes de milho peliculizadas descritas pela Equação (5.3), Log Gaussian, ajustada aos dados experimentais: (a) controle, (b) própolis vermelha, (c) fungicida, (d) polímero 1, (e) polímero 2, (f) polímero 3, (g) cola PVA 1, (h) cola PVA 2, (i) cola PVA 3, (j) goma arábica 1, (k) goma arábica 2, (l) goma arábica 3, (m) goma mandioca 1, (n) goma mandioca 2, (o) goma mandioca 3.

Estudos mostram que a absorção de água por sementes, durante a sua germinação, envolve três fases (Da Silva *et al.*, 2018). Na primeira delas, a absorção visa reativar o metabolismo das sementes. Na segunda fase, há a formação de compostos necessários para a germinação. Já a terceira fase ocorre quando o eixo embrionário inicia o seu crescimento. Nesta pesquisa, devido à opção pela determinação de uma função com, no máximo, 3 parâmetros de ajuste, o processo de absorção de água foi descrito como um todo, conforme pode ser observado na Figura 5.1. Nesta figura, nota-se que os resultados obtidos pela Equação (5.3), Log Gaussian, apresentaram, também visualmente, bons ajustes aos dados experimentais da cinética de absorção de água por sementes de milho. Ainda, percebe-se que os tratamentos não interferiram de forma muito significativa no teor final de água das sementes (cerca de 35%, b.u.), bem como em sua germinação. Entretanto, observa-se que os tratamentos se distinguiram, principalmente, devido ao tempo necessário para o início da emissão da raiz primária, que demorou entre 24 e 40 dias. Como as sementes de milho foram selecionadas e tinham aproximadamente as mesmas dimensões, e também todos os experimentos foram realizados à temperatura constante de 10 °C e à pressão atmosférica de 71,0 cmHg, pôde-se atribuir esta variação de tempo aos diferentes tratamentos que foram investigados. Os tratamentos correspondentes ao controle, polímero 3 e goma arábica 2 demandaram cerca de 40 dias. Também, é possível observar uma tendência de equilíbrio na absorção de água após este período. Por outro lado, as sementes revestidas com cola PVA 1, cola PVA 2, cola PVA 3,

goma mandioca 1 e goma mandioca 2 emitiram a raiz primária no menor período de tempo, cerca de 24 dias. Foi possível observar que, em todos os tratamentos, o processo iniciou-se de forma intensa, e diminuiu de forma expressiva após cerca de 10 dias do início do processo.

### 5.3 Armazenamento

#### 5.3.1 Teor de água

Na Tabela 5.7 estão organizadas as médias do teor de água (%) das sementes de milho peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao comprar os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que em 0 (zero) dias de armazenamento, as sementes revestidas apresentaram teor de água variando entre 10,41 a 11,80%. Os tratamentos cola PVA 1 (11,80%), cola PVA 2 (11,31%), cola PVA 3 (11,18%), goma arábica 1 (11,30%), goma arábica 3 (11,53%), goma mandioca 2 (11,52%) e goma mandioca 3 (11,45%) diferiram estatisticamente quando comparado ao controle e aos demais tratamentos (Tabela 5.7), demonstrando que cada material possui uma permeabilidade, explicando assim a diferença no teor de água.

Aos 30 dias de armazenamento, não foi verificada diferença estatística entre os tratamentos e o controle, onde o teor de água variou entre 10,05 a 10,53%. Observa-se também que nos tempos de 90 e 120 dias ocorreu o mesmo comportamento, sendo possível notar variação de 10,43 a 11,48% aos 90 dias e de 10,69 a 12,03% aos 120 dias.

Nos 60 dias de armazenamento, houve uma variação de 10,30 a 11,66%. É possível observar que os tratamentos própolis vermelha (10,52%), goma arábica 3 (10,33%), goma mandioca 1 (10,30%), goma mandioca 2 (10,64%) e goma mandioca 3 (10,42%) não diferiram estatisticamente em relação ao controle (Tabela 5.7).

Aos 150 dias de armazenamento, o tratamento cola PVA 2 deteve o menor teor de água (10,42%) e o maior teor observado foi alcançado pelo tratamento goma mandioca 1 (11,55%). Os tratamentos própolis vermelha (10,70%), cola PVA 2 (10,42%), cola PVA 3 (10,55%), goma arábica 1 (10,55%) e goma mandioca 3 (10,50%), não diferiram estatisticamente quando comparado ao controle e diferindo entre os demais.

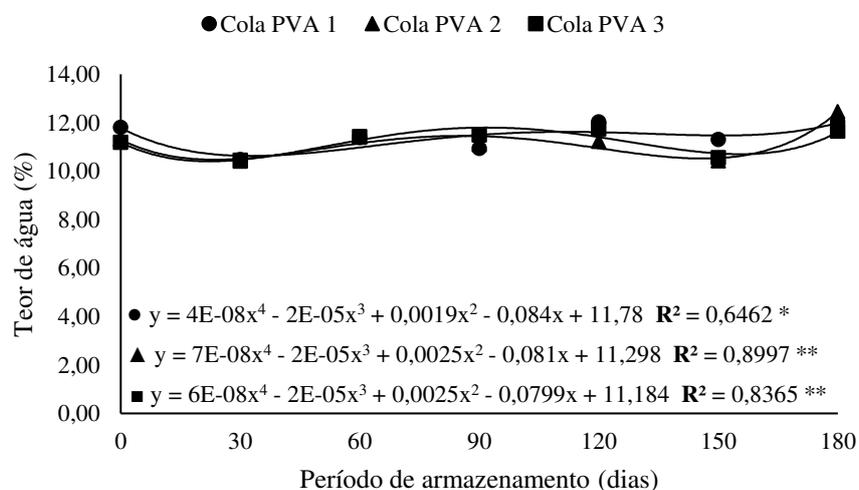
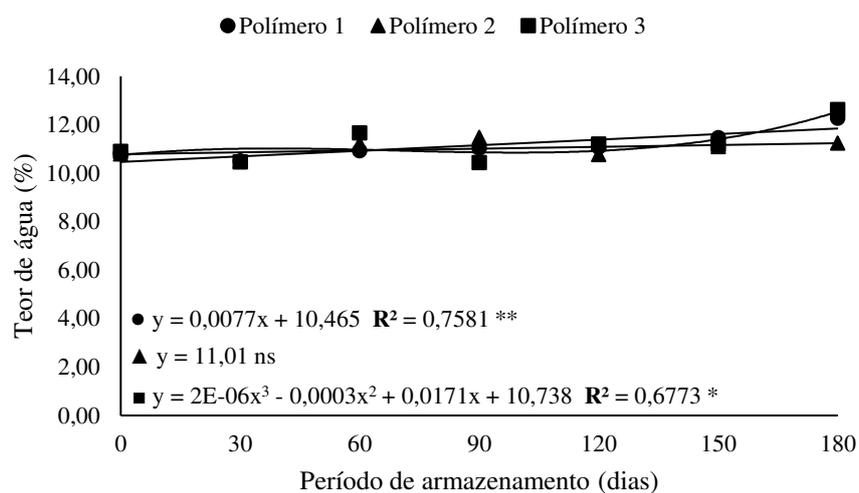
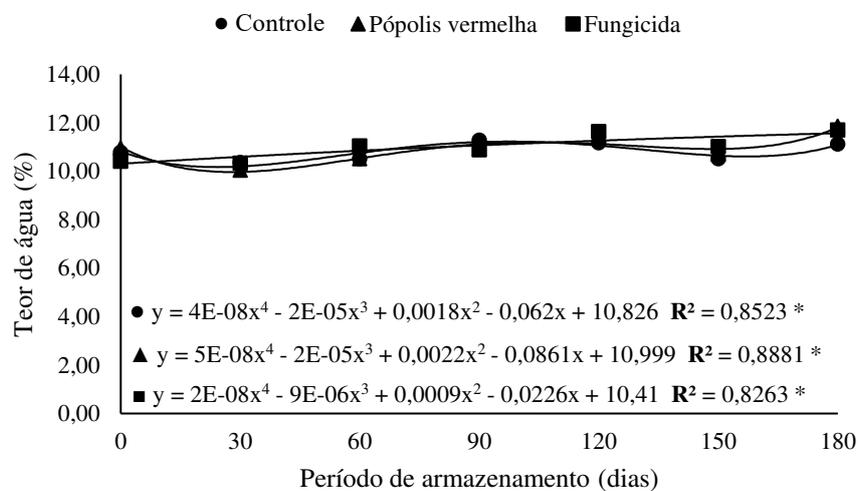
Aos 180 dias de armazenamento, houve uma variação de 10,96 a 12,62%. Nota-se que o teor de água para os tratamentos própolis vermelha, polímero 1, polímero 3, cola PVA 1, cola PVA 2 e goma arábica 3 variaram entre 11,86 a 12,62% e alcançaram maiores teores de água, diferindo estatisticamente entre si e em relação ao controle, (Tabela 5.7).

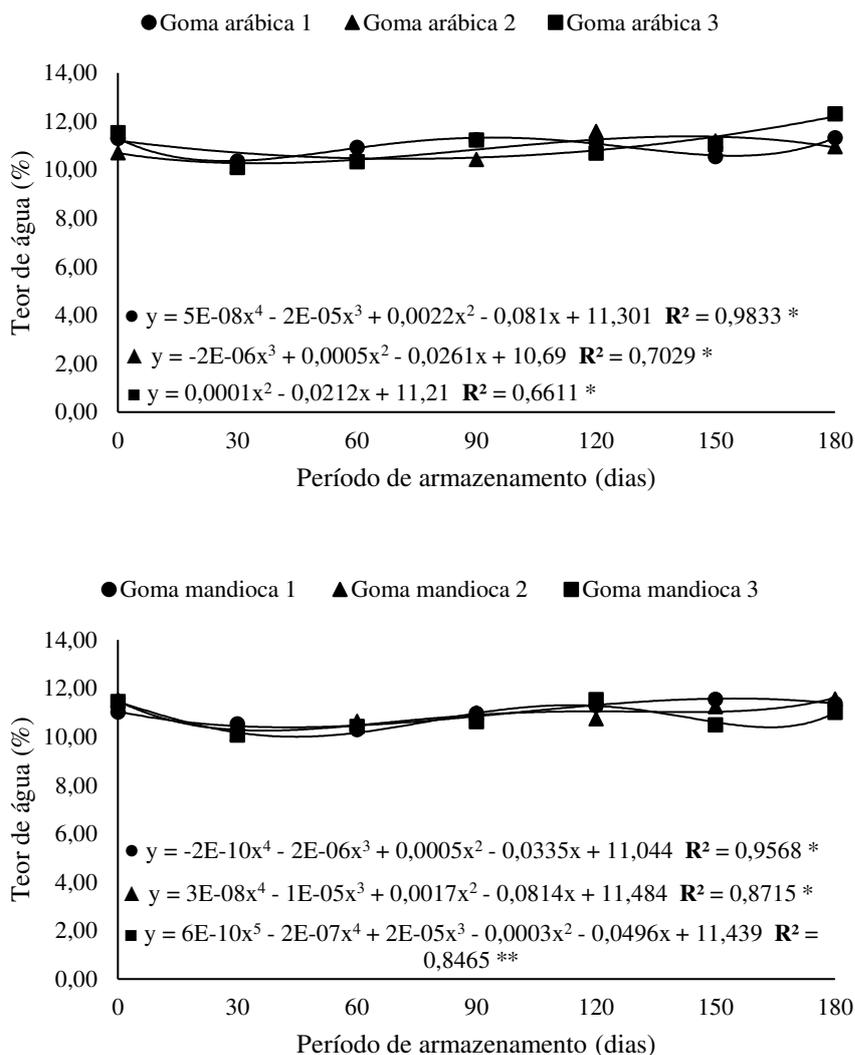
**Tabela 5.7** - Médias e desvio padrão do teor de água (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	10,78 ± 1,19 b	10,36 ± 0,17 a	10,51 ± 0,17 b	11,28 ± 0,20 a	11,17 ± 0,39 a	10,52 ± 0,40 b	11,12 ± 0,38 b
<b>Própolis vermelha</b>	10,97 ± 0,52 b	10,05 ± 0,05 a	10,52 ± 0,18 b	10,88 ± 1,37 a	11,49 ± 0,53 a	10,70 ± 0,29 b	11,86 ± 0,39 a
<b>Fungicida</b>	10,41 ± 0,89 b	10,33 ± 0,05 a	11,05 ± 0,36 a	10,92 ± 0,60 a	11,64 ± 0,42 a	11,02 ± 0,58 a	11,70 ± 0,25 b
<b>Polímero 1</b>	10,81 ± 0,37 b	10,50 ± 0,08 a	10,92 ± 0,04 a	11,03 ± 0,88 a	11,07 ± 0,46 a	11,47 ± 0,87 a	12,27 ± 0,30 a
<b>Polímero 2</b>	10,79 ± 0,44 b	10,49 ± 0,03 a	11,21 ± 0,36 a	11,48 ± 0,25 a	10,76 ± 0,06 a	11,10 ± 0,38 a	11,24 ± 0,93 b
<b>Polímero 3</b>	10,89 ± 0,67 b	10,46 ± 0,21 a	11,66 ± 0,16 a	10,43 ± 0,19 a	11,20 ± 0,61 a	11,18 ± 0,43 a	12,62 ± 0,37 a
<b>Cola PVA 1</b>	11,80 ± 0,19 a	10,47 ± 0,08 a	11,39 ± 0,46 a	10,93 ± 0,67 a	12,03 ± 0,36 a	11,30 ± 0,84 a	12,02 ± 0,37 a
<b>Cola PVA 2</b>	11,31 ± 0,55 a	10,41 ± 0,13 a	11,40 ± 0,20 a	11,09 ± 0,53 a	11,22 ± 0,49 a	10,42 ± 0,12 b	12,45 ± 0,24 a
<b>Cola PVA 3</b>	11,18 ± 0,22 a	10,45 ± 0,15 a	11,42 ± 0,08 a	11,48 ± 0,30 a	11,74 ± 0,53 a	10,55 ± 0,14 b	11,64 ± 0,85 b
<b>Goma arábica 1</b>	11,30 ± 0,12 a	10,36 ± 0,10 a	10,93 ± 0,35 a	11,25 ± 0,38 a	11,15 ± 1,25 a	10,55 ± 0,33 b	11,33 ± 0,77 b
<b>Goma arábica 2</b>	10,71 ± 0,08 b	10,15 ± 0,04 a	11,21 ± 0,14 a	10,43 ± 0,60 a	11,59 ± 0,20 a	11,19 ± 0,23 a	10,96 ± 0,62 b
<b>Goma arábica 3</b>	11,53 ± 0,63 a	10,09 ± 0,12 a	10,33 ± 0,68 b	11,24 ± 0,25 a	10,69 ± 0,17 a	11,05 ± 0,91 a	12,32 ± 1,91 a
<b>Goma mandioca 1</b>	11,02 ± 0,34 b	10,53 ± 0,63 a	10,30 ± 0,19 b	10,97 ± 0,49 a	11,28 ± 0,76 a	11,55 ± 0,77 a	11,37 ± 0,73 b
<b>Goma mandioca 2</b>	11,52 ± 0,62 a	10,12 ± 0,15 a	10,64 ± 0,15 b	10,99 ± 0,22 a	10,74 ± 0,26 a	11,25 ± 0,36 a	11,55 ± 0,60 b
<b>Goma mandioca 3</b>	11,45 ± 0,23 a	10,07 ± 0,07 a	10,42 ± 0,06 b	10,62 ± 0,17 a	11,53 ± 0,28 a	10,50 ± 0,14 b	11,01 ± 0,04 b

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

A Figura 5.2 representa graficamente os dados do teor de água (%) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas, armazenadas ao longo de 180 dias.





**Figura 5.2.** Comportamento do teor de água (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados teor de água (%) das sementes de milho peliculizadas em função do período de armazenamento para os tratamentos controle, própolis vermelha e fungicida foram o de terceiro e quarto grau, respectivamente, onde seus coeficientes de determinação foram 0,8523, 0,8881 e 0,8263, ambos significativos a 5%, representando satisfatoriamente os dados experimentais. Os gráficos demonstram ganhos e perdas de água ao longo dos 180 dias de armazenamento, estando isso relacionado as condições ambientais em que, ao decorrer do armazenamento, nos períodos em que houve maior volume de chuva houve ganho de água. O contrário acontece na época de poucas chuvas.

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, segundo a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para o teor de

água (%) foram linear para o tratamento polímero 1, com coeficiente de determinação de 0,7581 sendo significativo a 1% e de terceiro grau para o tratamento polímero 3 com o coeficiente de desempenho de 0,6773 e significância de 5%, respectivamente. O tratamento polímero 2, a análise de regressão não revelou nenhum modelo significativo. É possível observar um aumento no teor de água ao longo do período de armazenamento e que, o tratamento polímero 3 (12,62%) alcançou maior absorção aos 180 dias em relação aos demais.

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os melhores modelos ajustáveis aos dados experimentais foi o de quarto grau, obtendo coeficientes de determinação de 0,6462, 0,8997 e 0,8365. O tratamento cola PVA 1 foi significativo a 5% e o polímero 2 e polímero 3 a 1%. É possível observar que, ao longo do período de armazenamento, houve ganhos e perdas no teor de água presente nas sementes, devido as condições ambientais, relacionados ao aumento e diminuição da umidade relativa do ambiente, que é decorrente das variações de precipitação pluviométrica (Figura 5.2).

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram segundo a regressão na análise de variância para o teor de água (%) das sementes peliculizadas foram os de quarto, terceiro e segundo grau, respectivamente, com coeficientes de determinação 0,9833, 0,7029 e 0,6611, ambos significativos a 5% de probabilidade. Observa-se ganhos e perdas ao longo dos 180 dias de armazenamento, sendo que o tratamento goma arábica 3 atingiu 12,32% aos 180 dias de armazenamento, sendo superior ao teor de água do controle no mesmo período.

Pela regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para o teor de água (%) das sementes peliculizadas em função ao período de armazenamento para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3 foram de quarto grau para os tratamentos goma mandioca 1 e goma mandioca 2, cujos seus coeficientes de desempenho foram de 0,9568 e 0,8715, onde os mesmos foram significativos a 5%. Para o tratamento goma mandioca 3, o melhor modelo ajustado foi o de quinto grau, tendo seu coeficiente de desempenho de 0,8465 e sendo significativo a 1%. É possível observar também que ocorre ganhos e perdas ao longo do armazenamento das sementes pelo mesmo motivo já citado anteriormente (Figura 5.2).

Verifica-se que os revestimentos não influenciaram negativamente o teor de água das sementes peliculizadas de milho. Os ganhos e perdas observados nos gráficos ao longo do armazenamento estão ligados às condições do ambiente, de acordo com a época

das chuvas e umidade relativa ambiente. Além disso, os revestimentos possuem diferentes níveis de higroscopicidade.

Pereira *et al.* (2009), estudando o efeito do tratamento fungicida via peliculização e inoculação de *Bradyrhizobium* em sementes de soja obtiveram valores de teor de água nas sementes de 9,53 a 10,36%, estando esses valores próximos aos alcançados na presente pesquisa. Dependente de forma direta a umidade relativa, o teor de água de uma semente irá determinar seu nível de atividade metabólica pois, quanto maior, mais intenso será o seu metabolismo (Carvalho e Nakagawa, 2000).

Valores inferiores foram encontrados por Pereira *et al.* (2011), onde avaliaram o tratamento fungicida e peliculização de sementes de soja submetidas ao armazenamento. Verificaram que o teor de água das sementes oscilou entre 8,34 a 9,68%, não influenciado pelo uso dos tratamentos fungicida e polímero, devido ao pequeno volume de produtos utilizados e ao reabastecimento pelo equilíbrio higroscópico das sementes a partir da umidade relativa do ar.

Assis (2022), estudando o potencial fisiológico de sementes de pepino (*Cucumis sativus* L.) revestidas com fécula de mandioca, gelatina e quitosana obteve teor de água variando entre 8,80 a 10,40%, estando os teores abaixo de 13%, sendo o indicado para o armazenamento de sementes de forma segura. De acordo com Carvalho e Nakagawa (2012), o teor de água é dado como o mais importante dos fatores que podem afetar a velocidade e perda da viabilidade das sementes, especialmente quando as mesmas estão em condições ambientais de temperatura e umidade relativa do ar.

### **5.3.2 Teste de germinação**

Na Tabela 5.8 estão dispostas as médias da primeira contagem (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao realizar um comparativo entre os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que nos tempos 0 e 30 dias não houve diferença estatística em relação ao controle e aos demais tratamentos. No tempo zero, houve variação na primeira contagem de 92,50 a 98,00%. Nos 30 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 84,50 a 95,50%.

Aos 60 dias de armazenamento, houve variação na primeira contagem de 80,50 a 95,00%. Os tratamentos fungicida (80,50%), goma mandioca 2 (83,00%) e goma mandioca 3 (85,50%) diferiram entre os demais tratamentos e o controle, estando com as menores porcentagens neste período (Tabela 5.8).

**Tabela 5.8** - Médias e desvio padrão da primeira contagem (%) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	95,00 ± 4,16 a	95,00 ± 1,15 a	91,50 ± 1,91 a	87,00 ± 5,77 a	83,50 ± 9,57 a	73,00 ± 8,25 b	69,00 ± 5,03 b
<b>Própolis vermelha</b>	93,50 ± 1,00 a	94,00 ± 1,63 a	88,50 ± 2,52 a	79,00 ± 3,83 b	75,50 ± 5,26 b	54,00 ± 5,89 d	27,00 ± 10,39 g
<b>Fungicida</b>	92,50 ± 3,79 a	84,50 ± 7,19 a	80,50 ± 6,61 b	73,00 ± 14,09 b	62,00 ± 6,53 c	74,00 ± 4,32 b	39,00 ± 7,75 f
<b>Polímero 1</b>	97,50 ± 1,91 a	95,50 ± 3,00 a	90,50 ± 7,72 a	87,00 ± 2,58 a	88,00 ± 2,83 a	74,00 ± 4,32 b	16,50 ± 3,79 h
<b>Polímero 2</b>	94,50 ± 1,91 a	90,00 ± 2,83 a	91,50 ± 1,91 a	79,00 ± 6,83 b	80,00 ± 7,12 a	52,50 ± 16,52 d	44,50 ± 3,42 e
<b>Polímero 3</b>	98,00 ± 1,60 a	93,50 ± 3,00 a	92,50 ± 4,12 a	85,50 ± 4,73 a	87,50 ± 5,74 a	77,00 ± 7,39 b	38,00 ± 5,66 f
<b>Cola PVA 1</b>	96,50 ± 3,42 a	95,50 ± 5,26 a	92,00 ± 1,63 a	79,50 ± 3,42 b	78,00 ± 4,90 b	65,00 ± 14,09 c	33,50 ± 6,61 f
<b>Cola PVA 2</b>	97,50 ± 1,91 a	95,00 ± 3,83 a	93,00 ± 3,46 a	89,50 ± 3,00 a	88,50 ± 5,00 a	75,50 ± 6,81 b	23,50 ± 7,19 g
<b>Cola PVA 3</b>	96,00 ± 1,63 a	93,50 ± 3,00 a	92,50 ± 5,74 a	81,00 ± 5,29 b	73,50 ± 4,12 b	85,00 ± 5,03 a	46,00 ± 10,71 e
<b>Goma arábica 1</b>	94,50 ± 1,91 a	95,00 ± 1,15 a	95,00 ± 4,76 a	86,50 ± 10,88 a	83,00 ± 3,46 a	83,00 ± 1,15 a	59,50 ± 6,81 c
<b>Goma arábica 2</b>	94,00 ± 1,63 a	91,50 ± 3,42 a	90,50 ± 1,91 a	87,00 ± 5,29 a	80,00 ± 10,58 a	75,00 ± 2,58 b	66,50 ± 4,73 b
<b>Goma arábica 3</b>	93,00 ± 2,58 a	95,00 ± 1,15 a	93,50 ± 2,52 a	90,50 ± 3,00 a	86,50 ± 4,43 a	88,50 ± 5,26 a	61,50 ± 4,12 c
<b>Goma mandioca 1</b>	96,00 ± 2,83 a	93,00 ± 3,46 a	92,50 ± 3,42 a	88,50 ± 7,00 a	89,50 ± 8,06 a	77,00 ± 2,58 b	77,00 ± 5,29 a
<b>Goma mandioca 2</b>	95,00 ± 1,15 a	89,00 ± 5,03 a	83,00 ± 6,63 b	79,50 ± 5,00 b	83,00 ± 4,76 a	77,00 ± 8,08 b	51,00 ± 9,02 d
<b>Goma mandioca 3</b>	97,00 ± 1,15 a	93,00 ± 1,15 a	85,50 ± 5,26 b	85,00 ± 6,22 a	88,50 ± 1,91 a	62,00 ± 9,52 c	55,50 ± 6,81 d

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

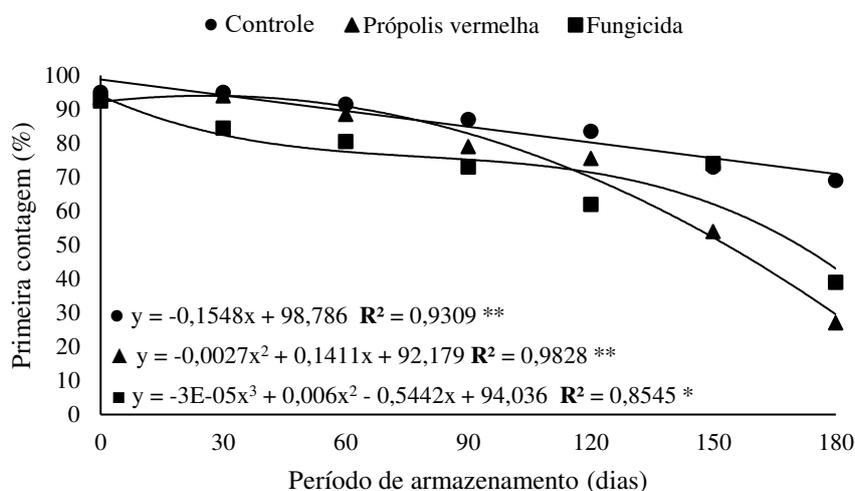
Nos 90 dias de armazenamento, a primeira contagem de germinação variou entre 73,00 e 90,50%. É possível observar que os tratamentos própolis vermelha (79,00%), fungicida (73,00%), polímero 2 (79,00%), cola PVA 1 (79,50%), cola PVA 3 (81,00%) e goma mandioca 2 (79,50%) diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle. O tratamento fungicida foi o que apresentou menor porcentagem na primeira contagem.

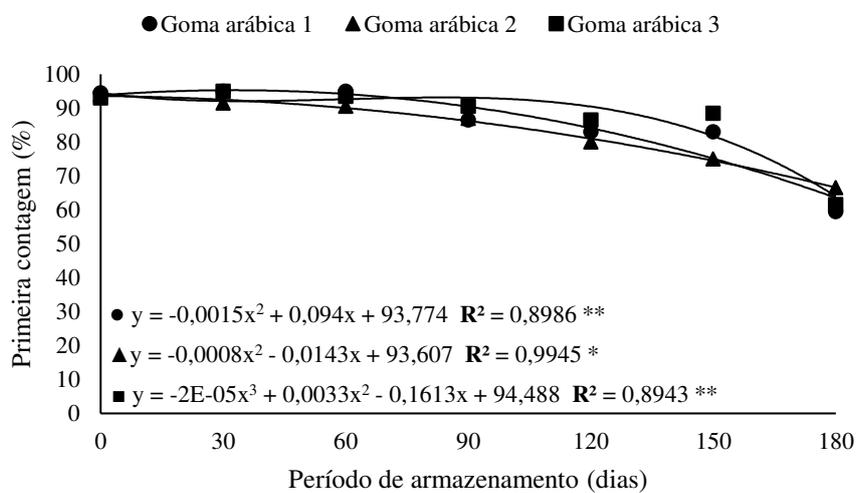
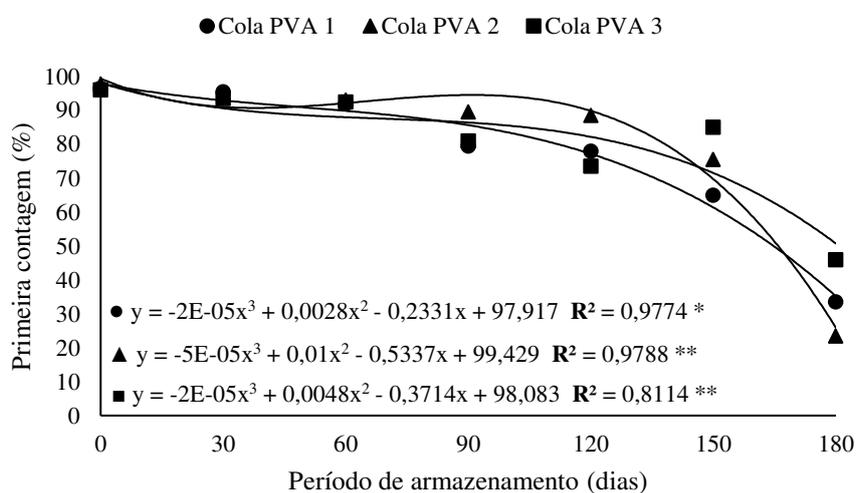
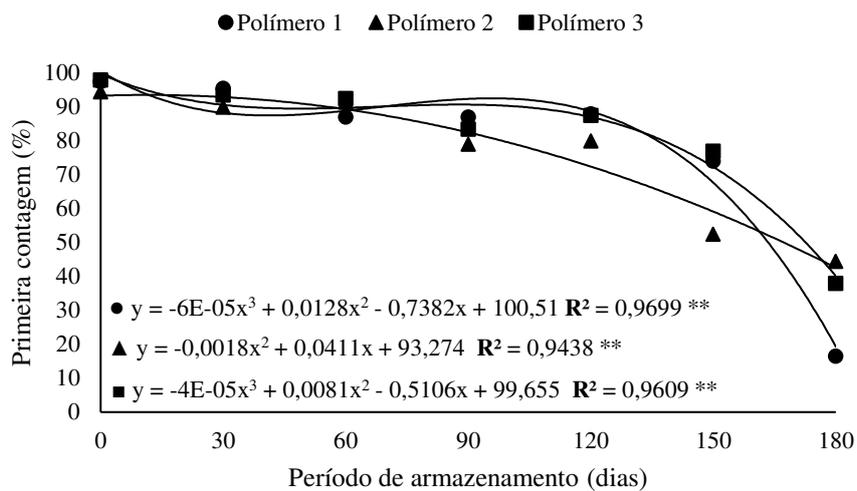
Aos 120 dias de armazenamento, houve variação entre 62,00 a 89,50%. Apenas os tratamentos própolis vermelha, cola PVA 1 e cola PVA 3, com porcentagens de primeira contagem de 75,50, 78,00 e 73,50%, respectivamente, diferiram entre os demais tratamentos e o controle. Novamente, o tratamento fungicida apresentou menor porcentagem, com 62,00% (Tabela 5.8).

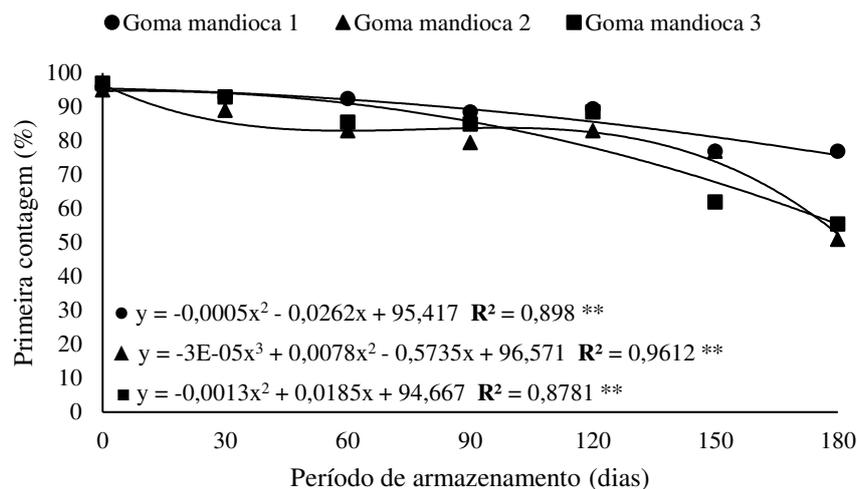
Aos 150 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 52,50 a 88,50%. Observa-se que a maior porcentagem de germinação se encontra no tratamento goma arábica 3, com percentual de 88,50% e o menor percentual foi alcançado pelo tratamento polímero 2, com 52,50%. Todos os tratamentos diferiram entre si e em relação ao controle

Nos 180 dias de armazenamento, é possível observar que ocorre uma diminuição da primeira contagem quando comparado aos tempos de armazenamento anteriores. Houve variação entre 16,50 a 77,00%. Todos os tratamentos diferiram entre si e em relação ao controle estando o tratamento polímero 1 com a menor porcentagem, de 16,50% e o tratamento goma mandioca 1 com a maior porcentagem na primeira contagem de germinação, de 77,00%.

A Figura 5.3 representa graficamente os dados da primeira contagem (%) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas, armazenadas ao longo de 180 dias.







**Figura 5.3.** Comportamento da primeira contagem (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas, armazenadas ao longo de 180 dias.

A partir da regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados da primeira contagem da germinação (%) da germinação das sementes peliculizadas em função dos períodos de armazenamento para o controle e os tratamentos própolis vermelha e fungicida foram linear, de segundo e terceiro grau, com coeficiente de determinação de 0,9309, 0,9828 e 0,8545, o controle e própolis vermelha significativos a 1% e o fungicida significativo a 5%. É possível observar que, ao longo do período de armazenamento, houve uma diminuição da primeira contagem de germinação. Observa-se que a diminuição foi mais marcante para os tratamentos própolis vermelha e fungicida, ocorrendo uma variação entre o controle de 42,00% para própolis vermelha e 27,00% para o fungicida.

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, pela regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a primeira contagem da germinação (%) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro, segundo e terceiro grau, respectivamente, onde seus coeficientes de determinação foram 0,9699, 0,9438 e 0,9609, sendo ambos significativos a 1% de probabilidade, representando de forma confiável os dados experimentais. É possível observar uma diminuição acentuada com o decorrer do armazenamento, destacando-se o tratamento polímero 1, que aos 180 dias de armazenamento obteve uma porcentagem de 16,50%. Realizando um comparativo com o controle, a variação entre os tratamentos foi de 52,50% para o polímero 1, 24,50% no polímero 2 e 31,00% para o tratamento polímero 3 (Figura 5.3).

Em relação aos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, a partir da regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a primeira contagem (%) em relação ao período de armazenamento foram de terceiro grau, com coeficientes de determinação 0,9774, 0,9788 e 0,8114, em que o tratamento cola PVA 1 foi significativo a 5% e os tratamentos cola PVA 2 e cola PVA 3 significativos a 1%. Nota-se uma redução ao longo do armazenamento para a primeira contagem de germinação, estando o tratamento cola PVA 2 com a menor porcentagem (23,50%). Ao comparar os tratamentos citados com o controle, houve variação de 35,50% para o tratamento cola PVA 1, 45,50% para o cola PVA 2 e 23,00% para o Cola PVA 3 (Figura 5.3).

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, a partir da regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados da primeira contagem (%) das sementes peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias foram de segundo e terceiro grau, apresentando coeficientes de determinação de 0,8986, 0,9945 e 0,8943, onde os tratamentos goma mandioca 1 e goma mandioca 3 foram significativos a 1% e o goma de mandioca 2 significativo a 5%. Observa-se que, entre todos os tratamentos, estes foram o que apresentaram menores diminuições na porcentagem de primeira contagem das sementes. Ao fazer um comparativo entre o controle, houve variação de 9,50% para o tratamento goma arábica 1, 2,50% para o goma arábica 2 e 7,50 para o goma arábica 3, estando o goma arábica 2 o mais próximo ao controle.

Em relação aos tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, através da regressão na análise de variância, observa-se que os modelos de maior grau com melhor ajuste para a primeira contagem (%) em relação ao período de armazenamento foram de terceiro e segundo grau, com coeficientes de determinação 0,8989, 0,9612 e 0,8781, ambos significativos a 1% de probabilidade. É possível observar que os tratamentos goma mandioca 2 e goma mandioca 3 apresentaram menores porcentagem na primeira contagem, que ao comparar com o tratamento goma mandioca 1, apresentaram variação de 26,00% para o goma mandioca 2 e 21,50% para o goma mandioca 3. Comparando os tratamentos citados com o controle, o tratamento goma mandioca 1 apresentou porcentagem superior ao controle (77,00%) e os demais tratamentos goma mandioca 2 com variação de 18,00% e o goma mandioca 3, 21,50%.

Na Tabela 5.9 estão dispostas as médias da germinação (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

**Tabela 5.9** - Médias e desvio padrão da germinação (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	98,00 ± 2,31 a	95,00 ± 1,15 a	92,00 ± 1,63 a	89,00 ± 5,03 a	83,50 ± 9,57 a	76,50 ± 5,00 c	70,50 ± 5,00 b
<b>Própolis vermelha</b>	94,00 ± 1,63 a	94,00 ± 1,63 a	89,50 ± 1,91 a	83,50 ± 3,42 b	75,50 ± 5,26 b	54,00 ± 5,89 e	29,00 ± 9,59 e
<b>Fungicida</b>	92,50 ± 3,79 a	84,50 ± 7,19 a	80,50 ± 6,61 b	73,00 ± 14,09 b	62,00 ± 6,53 c	76,00 ± 4,32 c	42,00 ± 4,32 d
<b>Polímero 1</b>	98,00 ± 1,63 a	95,50 ± 3,00 a	90,50 ± 7,72 a	87,50 ± 2,52 a	88,00 ± 2,83 a	76,00 ± 4,32 c	18,00 ± 3,27 f
<b>Polímero 2</b>	95,00 ± 2,00 a	90,00 ± 2,83 a	92,00 ± 2,31 a	80,00 ± 7,66 b	80,00 ± 7,12 a	55,50 ± 15,00 e	45,00 ± 5,29 d
<b>Polímero 3</b>	98,00 ± 1,63 a	94,00 ± 2,83 a	93,00 ± 4,76 a	85,00 ± 5,29 a	88,00 ± 5,42 a	77,00 ± 7,39 c	39,00 ± 4,76 d
<b>Cola PVA 1</b>	96,50 ± 3,42 a	96,00 ± 4,32 a	92,00 ± 1,63 a	82,50 ± 4,43 b	78,00 ± 4,90 b	65,00 ± 14,09 d	34,00 ± 7,30 e
<b>Cola PVA 2</b>	97,50 ± 1,91 a	95,00 ± 3,83 a	93,00 ± 3,46 a	92,00 ± 2,31 a	88,50 ± 5,00 a	77,00 ± 5,77 c	28,50 ± 8,39 e
<b>Cola PVA 3</b>	96,50 ± 2,52 a	94,00 ± 2,83 a	92,00 ± 5,74 a	82,00 ± 7,12 b	73,50 ± 4,12 b	85,00 ± 5,03 b	47,00 ± 10,89 d
<b>Goma arábica 1</b>	95,00 ± 2,58 a	95,00 ± 1,15 a	95,00 ± 4,76 a	87,50 ± 11,00 a	83,00 ± 3,46 a	83,00 ± 1,15 b	60,00 ± 7,66 c
<b>Goma arábica 2</b>	94,00 ± 1,63 a	91,50 ± 3,42 a	91,00 ± 1,15 a	88,50 ± 5,00 a	84,50 ± 7,90 a	76,00 ± 3,65 c	68,50 ± 4,12 b
<b>Goma arábica 3</b>	93,00 ± 2,58 a	96,00 ± 1,63 a	94,00 ± 2,83 a	93,00 ± 1,15 a	87,50 ± 4,76 a	92,50 ± 4,12 a	62,50 ± 5,74 c
<b>Goma mandioca 1</b>	97,00 ± 2,58 a	93,00 ± 3,46 a	92,50 ± 3,42 a	88,50 ± 7,00 a	89,50 ± 8,06 a	79,50 ± 5,00 c	78,00 ± 4,32 a
<b>Goma mandioca 2</b>	96,00 ± 1,91 a	89,00 ± 5,03 a	85,50 ± 5,74 b	80,50 ± 5,74 b	83,50 ± 4,43 a	80,00 ± 9,38 c	54,00 ± 10,95 c
<b>Goma mandioca 3</b>	97,00 ± 1,15 a	93,50 ± 1,91 a	85,50 ± 5,26 b	86,00 ± 6,32 a	89,00 ± 2,00 a	62,00 ± 9,52 d	56,50 ± 7,19 c

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Comparando-se os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, é possível observar que nos tempos de 0 e 30 dias não foi constatada diferença estatística entre os tratamentos e o controle. No tempo 0 (zero) a germinação variou de 92,50 a 98,00%. Aos 30 dias de armazenamento, observa-se uma variação de germinação de 84,50 a 96,00%.

Aos 60 dias de armazenamento, a germinação variou entre 80,50 a 95,00%, sendo as menores porcentagens nos tratamentos fungicida com 80,50% e goma mandioca 2 e 3 apresentando a mesma porcentagem de germinação de 85,50%. Somente as sementes revestidas com os referidos tratamentos diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle (Tabela 5.9).

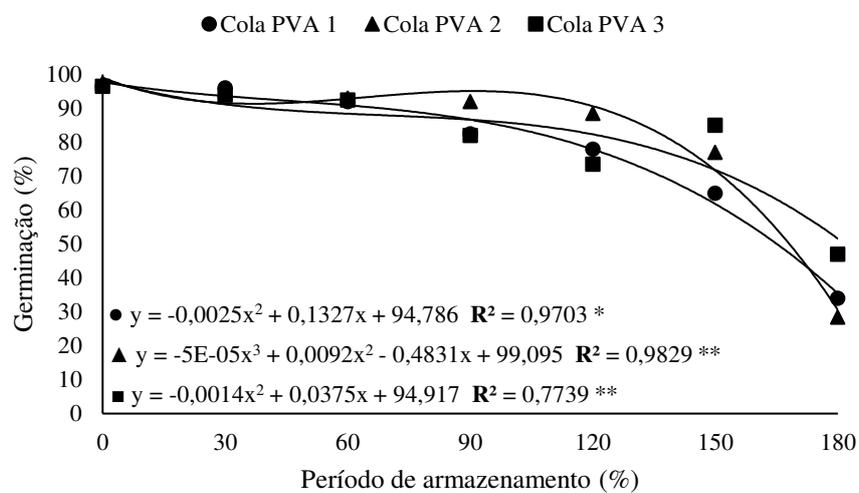
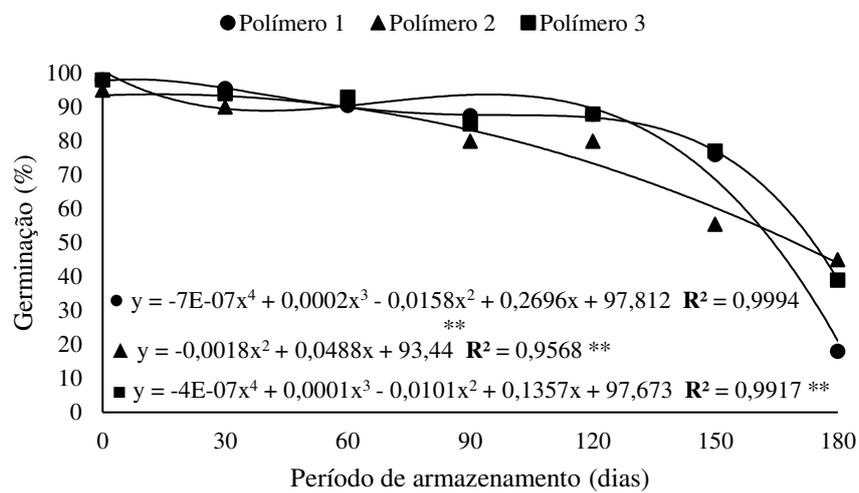
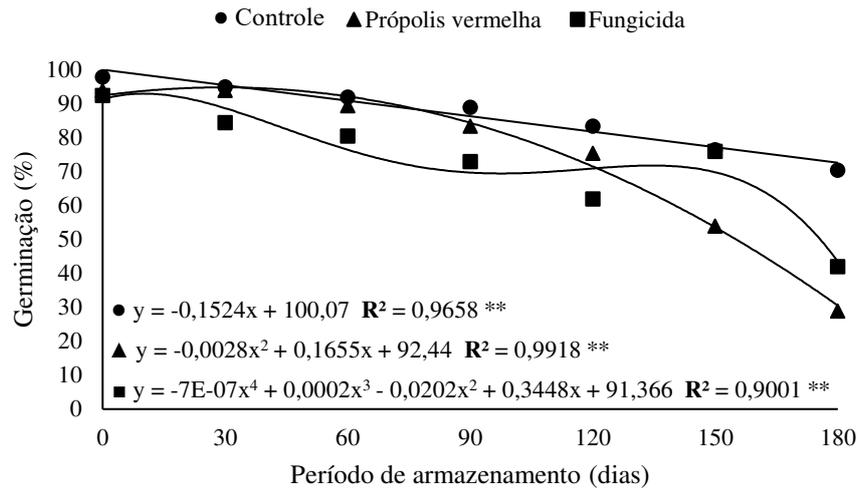
Aos 90 dias de armazenamento, houve variação da germinação entre 73,00 e 93,00%, onde o tratamento fungicida obteve menor germinação, correspondendo a 73,00%, seguido pelos tratamentos polímero 2 com 80,00%, goma mandioca 2 com 80,50% e cola PVA 1 com 82,50%.

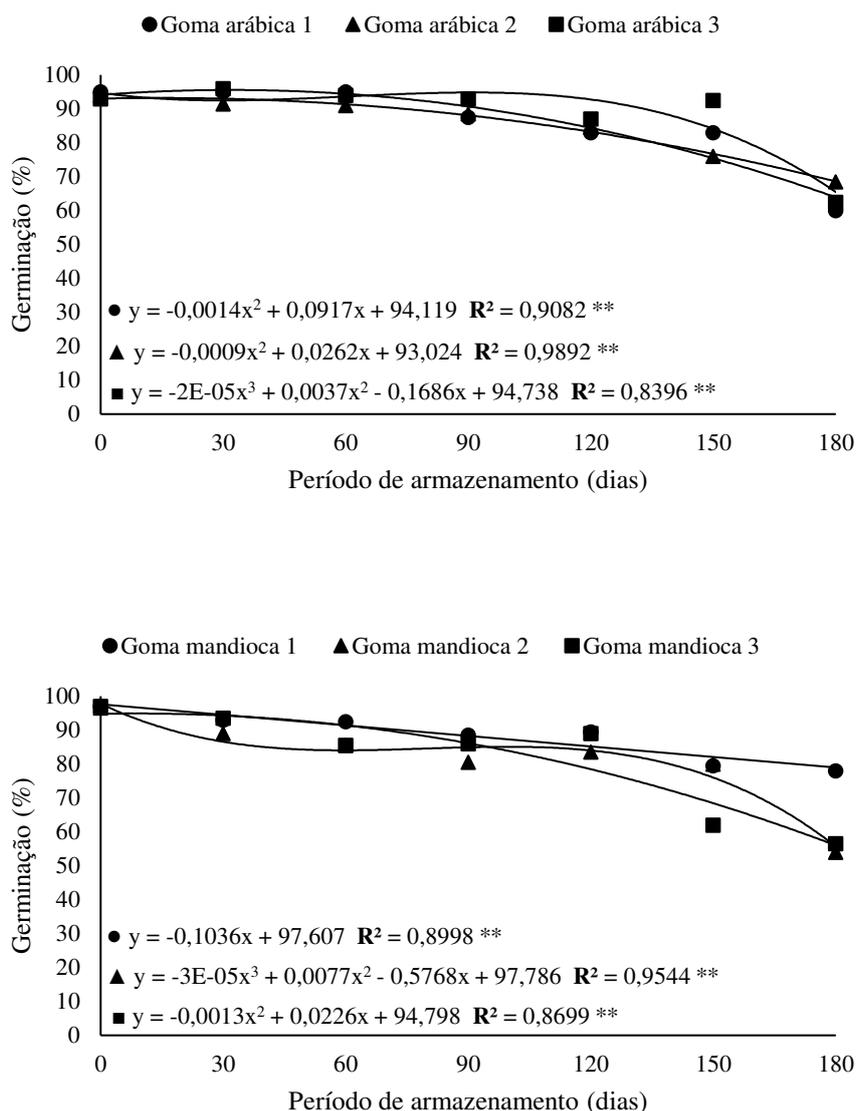
Nos 120 dias de armazenamento, a germinação variou entre 62,00 a 89,50%, sendo o tratamento fungicida o que alcançou menor germinação, obtendo 62,00%, diferindo-se entre o controle e aos demais tratamentos. Além disso, os tratamentos cola PVA 3 (73,50%), própolis vermelha (75,50%) e cola PVA 1 (78,00%) obtiveram menor germinação, diferindo-se estatisticamente do controle (Tabela 5.9).

Nos 150 dias de armazenamento, a maior porcentagem de germinação foi constatada no tratamento goma arábica 3 com 92,50% e a menor no tratamento própolis vermelha com 54,00%. Ainda, o polímero 2 também apresentou baixa germinação, alcançando 55,50%, diferindo estatisticamente em relação aos demais tratamentos e o controle.

Aos 180 dias de armazenamento, também se observa uma diminuição na germinação em relação aos demais tempos de armazenamento. A variação ocorreu entre o polímero 1 com 18,00%, considerada a menor germinação, seguida pela cola PVA 2 com 28,50% diferindo estatisticamente entre os tratamentos e o controle. A goma de mandioca 1 obteve percentual de 78,00%, sendo considerado o tratamento que apresentou maior germinação (Tabela 5.9).

A Figura 5.4 representa graficamente os dados da germinação (%) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas ao longo do período de 180 dias.





**Figura 5.4.** Comportamento da germinação (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados germinação (%) das sementes peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias para o controle, própolis vermelha e fungicida foram o linear, segundo e quarto grau, respectivamente, com coeficientes de determinação 0,9658, 0,9918 e 0,9001, sendo ambos significativos a 1%, representando de forma satisfatória os dados experimentais. Ambos demonstram que houve uma diminuição da germinação com o avançar no tempo de armazenamento. Essa diminuição foi mais acentuada para os tratamentos própolis vermelha e fungicida, havendo uma variação em relação ao controle de 41,50 e 28,50%.

Em relação aos tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a germinação (%) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro, segundo e quarto grau, respectivamente, onde seus coeficientes de determinação foram 0,9994, 0,9568 e 0,9917, em que ambos foram significativos a 1% de probabilidade, representando de forma confiável os dados experimentais. É possível observar uma diminuição considerável da germinação ao decorrer do armazenamento, sendo mais relevante para o tratamento polímero 1, que aos 180 dias de armazenamento obteve uma porcentagem de 18,00%. Em relação ao controle, a variação entre os tratamentos foi de 52,50% para o polímero 1, 25,50% no polímero 2 e 31,50% para o tratamento polímero 3 (Figura 5.4).

Para os tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, pela regressão na análise de variância, os melhores modelos de ajustes para a germinação (%) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro grau, e os coeficientes de determinação foram 0,9703, 0,9829 e 0,7739, em que a cola PVA 1 foi significativo a 5% de probabilidade e a cola PVA 2 e cola PVA 3, significativo a 1%. Observa-se uma redução considerável da germinação no decorrer do armazenamento, sendo mais acentuada para os tratamentos cola PVA 1 e cola PVA 2, tendo variação quando comparado o controle de 36,50, 42,00 e 23,50%.

Nos tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, os melhores modelos que se ajustaram, de acordo com a regressão na análise de variância para a germinação (%) foram de segundo grau para goma arábica 1 e goma arábica 2 e de terceiro grau para goma arábica 3; seus coeficientes de determinação foram 0,9082, 0,9892 e 0,8396, em que ambos foram significativos a 1%. É possível observar redução de germinação no decorrer do período de armazenamento, sendo a variação entre o controle de 10,50% para a goma arábica 1, 2,00% para a goma arábica 2 e 8,00% para a goma arábica 3.

De acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a germinação (%) das sementes peliculizadas em função ao período de armazenamento para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3 foi linear, terceiro e segundo grau, e seus coeficientes de determinação foram 0,8998, 0,9544 e 0,8699, respectivamente, sendo ambos significativos a 1% de probabilidade. Observa-se que houve diminuição da germinação no decorrer do período de armazenamento, sendo essa diminuição mais expressiva nos tratamentos goma

mandioca 2 e goma de mandioca 3, tendo uma variação quando comparado com o controle de 16,50 e 14,00% (Figura 5.4).

Melo *et al.* (2015), estudando o revestimento de sementes de tomate empregando diferentes concentrações de polímero sintético, relatam que a peliculização empregada não afetou o potencial fisiológico das sementes.

Silva *et al.* (2016), avaliando o desempenho de sementes de feijão-caupi revestidas por filme durante o armazenamento, observaram que a aplicação de revestimentos (peliculização) não afetaram a germinação e o vigor das sementes, sendo seus resultados semelhantes ao encontrados por Carvalho *et al.* (2010), onde conclui que revestimentos por peliculização se configura como um método adequado no emprego de produtos para preservação de sementes.

Estudando o desempenho de sementes de amendoim revestidas durante o armazenamento, Silva *et al.* (2018), os materiais de revestimento polímero, cola PVA e goma de mandioca preservaram o vigor das sementes de amendoim e que, o fungicida (Carboxin + thiram) não prejudicou a qualidade fisiológica das sementes peliculizadas.

Silva Sene *et al.* (2020), pesquisando sobre o tratamento fungicida em sementes de arroz armazenadas, observaram que a peliculização a partir do polímero testado combinado ao fungicida não interferiram na qualidade fisiológica das sementes, contribuindo para a melhor qualidade para o lote de sementes. Estes resultados corroboram com os alcançados na presente pesquisa.

### 5.3.3 Índice de Velocidade de Germinação (IVG)

A Tabela 5.10 apresenta as médias para o Índice de Velocidade de Germinação (IVG) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao comparar os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, é possível observar que no tempo 0 (zero) o IVG variou entre 63,61 a 74,90. Nota-se também que apenas os tratamentos polímero 1 (74,90), polímero 2 (69,22), goma mandioca 1 (74,80) e goma mandioca 3 (74,88) diferiram estatisticamente em relação ao controle e aos demais tratamentos (Tabela 5.10).

Aos 30 dias de armazenamento, observa-se uma variação de 57,33 a 73,64, estando os tratamentos polímero 3 e goma arábica 2 com o menores IVG, correspondendo a 57,33 e 58,12. Observa-se também que, apenas as sementes revestidas com os tratamentos polímero 3 (57,33) e goma arábica 2 (55,66) não diferiam estatisticamente entre si e em relação ao controle.

**Tabela 5.10** - Médias e desvio padrão do Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	70,05 ± 0,81 b	63,36 ± 2,87 b	52,70 ± 3,31 c	46,00 ± 2,76 b	45,66 ± 4,80 c	40,07 ± 2,92 d	40,68 ± 4,11 a
<b>Própolis vermelha</b>	70,50 ± 2,17 b	68,73 ± 3,89 a	59,07 ± 3,66 b	47,14 ± 4,77 b	46,37 ± 5,31 c	29,09 ± 3,31 e	15,37 ± 4,69 e
<b>Fungicida</b>	69,42 ± 3,55 b	64,96 ± 6,80 a	51,82 ± 5,91 c	50,59 ± 10,50 b	40,59 ± 4,68 d	43,19 ± 1,76 d	20,66 ± 3,55 d
<b>Polímero 1</b>	74,90 ± 1,32 a	73,64 ± 3,38 a	65,11 ± 7,15 a	62,92 ± 1,19 a	62,04 ± 3,89 a	43,19 ± 1,76 d	8,94 ± 2,23 e
<b>Polímero 2</b>	73,51 ± 2,29 a	69,22 ± 3,91 a	66,25 ± 2,94 a	55,46 ± 3,64 a	53,96 ± 5,40 b	28,70 ± 8,72 e	24,50 ± 3,02 d
<b>Polímero 3</b>	68,63 ± 1,47 b	57,33 ± 2,53 b	51,21 ± 2,28 c	48,42 ± 3,75 b	47,26 ± 2,28 c	43,70 ± 4,29 d	20,26 ± 3,18 d
<b>Cola PVA 1</b>	68,48 ± 2,05 b	65,10 ± 5,46 a	61,89 ± 2,72 a	48,16 ± 2,42 b	50,57 ± 5,38 c	41,51 ± 9,89 d	18,80 ± 4,14 d
<b>Cola PVA 2</b>	68,98 ± 3,38 b	70,23 ± 4,05 a	65,44 ± 2,24 a	58,75 ± 2,58 a	57,61 ± 4,56 b	46,63 ± 3,73 c	13,03 ± 3,08 e
<b>Cola PVA 3</b>	67,75 ± 1,69 b	70,04 ± 4,69 a	68,46 ± 5,70 a	56,72 ± 5,67 a	50,58 ± 3,20 c	54,69 ± 3,87 b	28,01 ± 7,30 c
<b>Goma arábica 1</b>	68,84 ± 1,35 b	72,66 ± 1,90 a	70,53 ± 4,56 a	60,89 ± 8,66 a	58,85 ± 4,69 b	54,19 ± 2,42 b	35,89 ± 3,01 b
<b>Goma arábica 2</b>	68,07 ± 0,35 b	58,12 ± 4,77 b	55,66 ± 2,90 b	49,83 ± 3,75 b	47,91 ± 6,01 c	48,82 ± 2,26 c	39,34 ± 3,02 b
<b>Goma arábica 3</b>	69,69 ± 2,58 b	65,81 ± 2,21 a	63,17 ± 5,33 a	55,67 ± 1,34 a	57,55 ± 6,39 b	62,67 ± 2,57 a	35,91 ± 1,96 b
<b>Goma mandioca 1</b>	74,80 ± 2,26 a	68,11 ± 3,58 a	65,08 ± 1,22 a	60,52 ± 7,35 a	61,57 ± 6,16 a	52,00 ± 2,96 b	45,12 ± 2,18 a
<b>Goma mandioca 2</b>	63,61 ± 1,09 b	67,09 ± 4,37 a	60,61 ± 6,01 a	57,03 ± 2,14 a	56,05 ± 3,56 b	50,17 ± 3,23 c	29,68 ± 5,49 c
<b>Goma mandioca 3</b>	74,88 ± 1,65 a	69,61 ± 2,01 a	63,80 ± 4,54 a	60,97 ± 7,15 a	63,31 ± 2,66 a	38,42 ± 5,37 d	32,04 ± 4,61 c

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Nos 60 dias de armazenamento, o IVG variou entre 51,21 e 70,53, onde os tratamentos fungicida e polímero 3 obtiveram menor IVG, correspondendo a 51,21 e 51,82, em que os mesmos não diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle (52,70). Além disso, os tratamentos própolis vermelha (59,07) e goma arábica 2 (55,66) diferiram estatisticamente e relação ao controle e aos demais tratamentos.

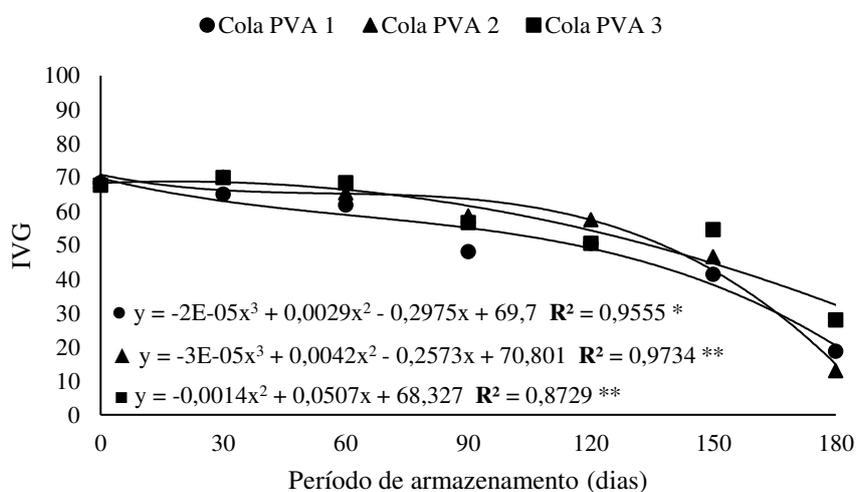
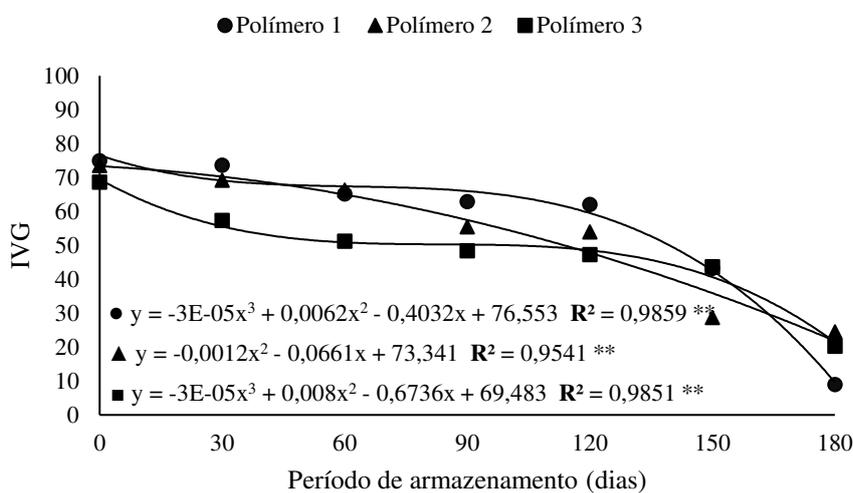
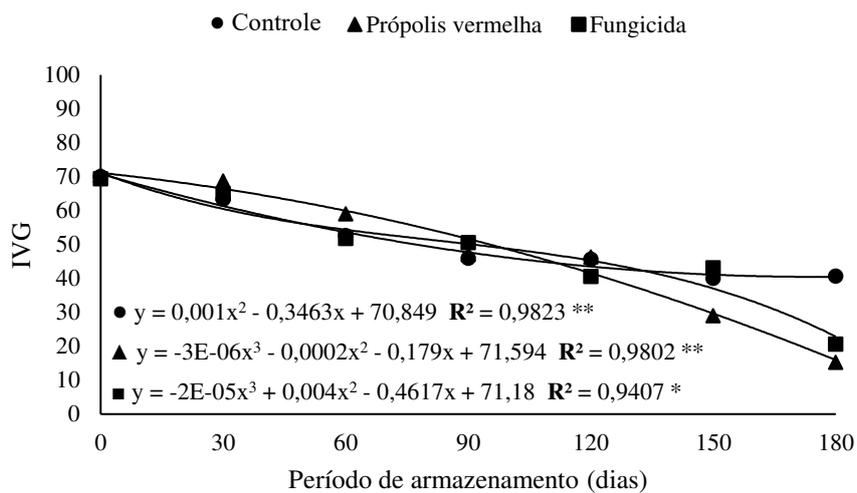
É possível observar que, aos 90 dias de armazenamento, houve variação entre 46,00 e 62,92. Observa-se que os tratamentos polímero 1 (62,92), polímero 2 (55,46), cola PVA 2 (58,75), cola PVA 3 (56,72), goma arábica 1 (60,89), goma arábica 3 (55,67), goma mandioca 1 (60,52), goma mandioca 2 (57,03) e goma mandioca 3 (60,97) diferiram estatisticamente quando comparado o controle e aos demais tratamentos.

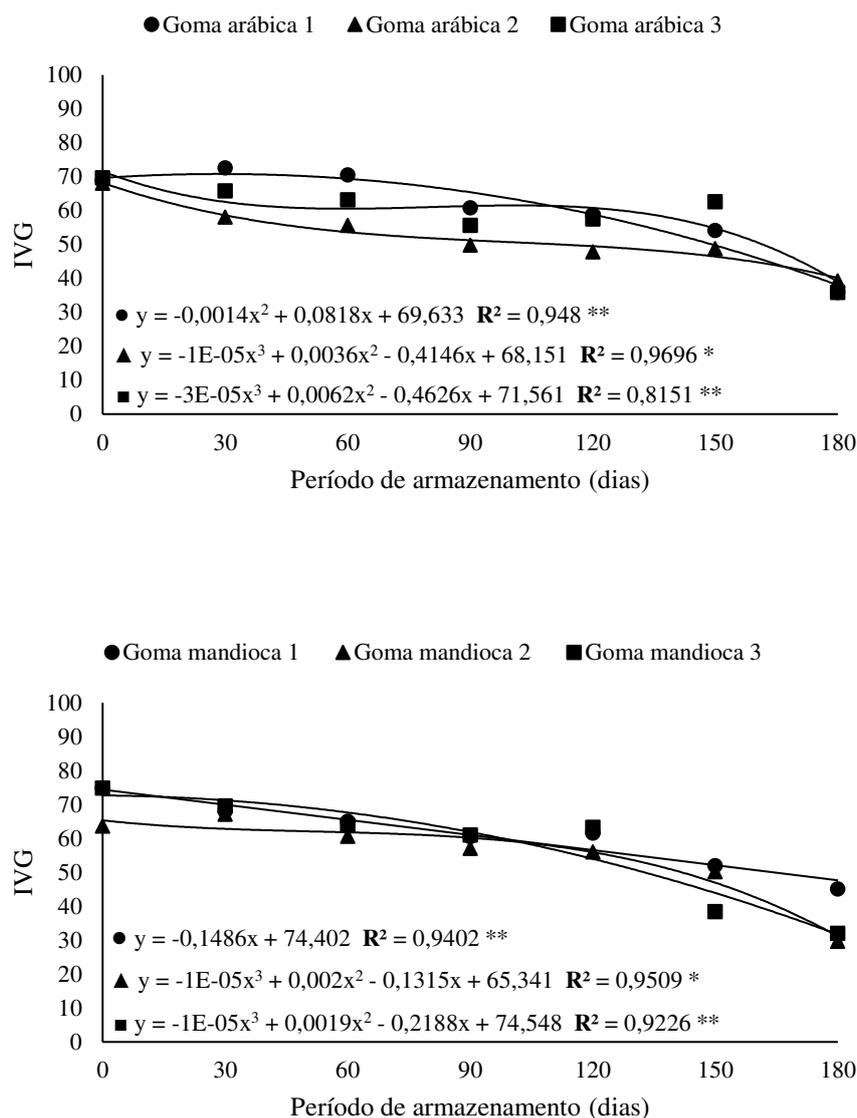
Aos 120 dias de armazenamento, houve uma variação no IVG de 40,59 a 63,31. Os tratamentos polímero 1 (62,04), goma mandioca 1 (61,57) e goma mandioca 3 (63,31) diferiram estatisticamente em relação ao controle (45,66). Além disso, os tratamentos polímero 2 (53,96), cola PVA 2 (57,61), goma arábica 1 (58,85), goma arábica 3 (57,55) e goma mandioca 2 (56,05) também diferiram estatisticamente quando comparado ao controle (sem tratamento). O tratamento fungicida foi o que apresentou menor IVG, com 40,59, diferindo-se entre a estatística e aos demais tratamentos (Tabela 5.10).

Nos 150 dias de armazenamento, houve variação de 28,70 a 62,67. É possível observar que os menores IVG estiveram presentes nos tratamentos própolis vermelha (29,09) e polímero 2 (28,70), estando o maior IVG no tratamento goma arábica 3 com 62,67, em que os mesmos diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle. Apenas os tratamentos fungicida (43,19), polímero 1 (43,19), polímero 3 (43,70), cola PVA 1 (41,51) e goma mandioca 3 (38,42) não diferiram entre si e em relação ao controle, mas diferindo entre os demais tratamentos.

Aos 180 dias de armazenamento, houve variação no IVG entre 8,94 a 45,12. Observa-se que os tratamentos própolis vermelha (15,37), polímero 1 (8,94) e cola PVA 2 (13,03) apresentaram menor IVG, diferindo-se estatisticamente quando comparado ao controle e demais tratamentos. Observa-se também que o tratamento goma mandioca 1 (45,12), foi o único que não diferenciou estatisticamente em relação ao controle, mas diferiu quando comparado aos demais tratamentos (Tabela 5.10).

A Figura 5.5 representa graficamente os dados do Índice de Velocidade de Germinação das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.





**Figura 5.5.** Comportamento do Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com a regressão na análise de variância, os melhores modelos de maior grau que se ajustaram ao Índice de Velocidade de Germinação (IVG) das sementes peliculizadas em função do período de armazenamento de 180 dias para os tratamentos controle, própolis vermelha e fungicida foram de segundo grau para o controle e própolis vermelha, onde seus coeficientes de determinação foram de 0,9823 e 0,9802 com significância de 1%, para o tratamento fungicida o modelo que melhor se adequou foi o de terceiro grau, tendo coeficiente de determinação de 0,9407 e significância de 5%, respectivamente. É possível observar que ocorre uma diminuição do IVG à medida que decorre o período de armazenamento. Observa-se uma diminuição mais acentuada para

os tratamentos própolis vermelha e fungicida, havendo uma variação em relação ao controle, com uma diferença de IVG de 25,38 e 20,03.

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para o IVG foram de terceiro, segundo e terceiro grau, respectivamente, tendo coeficientes de determinação de 0,9859, 0,9541 e 0,9851 com significância para ambos de 1% de probabilidade, representando de forma confiável os dados experimentais. Nota-se uma diminuição do IVG ao transcorrer o armazenamento, destacando-se o polímero 1, obtendo um IVG de 8,94 aos 180 dias de armazenamento. Quando comparado ao controle ocorreu uma variação de IVG de 31,75 para o polímero 1, 16,18 para o polímero 2 e 20,42 no tratamento polímero 3 (Figura 5.5).

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os melhores modelos de ajustes para o IVG em relação ao período de armazenamento foram de terceiro, terceiro e segundo grau, com coeficientes de determinação de 0,9555, 0,9734 e 0,8729, respectivamente, tendo o tratamento cola PVA 1 significância de 5% e cola PVA 2 e cola PVA 3 significativo a 1% de probabilidade. É observado uma redução de IVG à medida que decorre o armazenamento, estando mais expressivo nos tratamentos cola PVA 1 e cola PVA 2, tendo variação de IVG em relação ao controle de 21,88 (cola PVA 1), 27,65 (cola PVA 2) e de 12,67 (cola PVA 3).

De acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram ao IVG dos tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3 foram de segundo, terceiro e terceiro grau, onde seus coeficientes de determinação foram de 0,9480, 0,9696 e 0,8151, sendo os tratamentos goma arábica 1 e goma arábica significativos a 1% de probabilidade e polímero 2 significativo a 5%. Nota-se que também ocorre uma redução no IVG ao decorrer do período de 180 dias, havendo variação, quando comparado ao controle de 4,79 para a goma arábica 1, 1,33 para a goma arábica 2 e 4,77 para a goma arábica 3, sendo estas as menores diferenças de IVG em relação aos demais tratamentos.

Para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para o IVG das sementes peliculizadas em função ao período de armazenamento foram linear, terceiro e segundo grau, respectivamente, com coeficientes de desempenho de 0,9402, 0,9509 e 0,9226, com significâncias de 1% para os tratamentos goma mandioca 1 e goma mandioca 3, e 5% de probabilidade para goma mandioca 2. Ao

fazer um comparativo com o controle, o tratamento goma mandioca 2 variou o IVG em 11,00 e no goma mandioca 3 com variação de 8,65 (Figura 5.5).

Carvalho *et al.* (2019), avaliando a peliculização e tratamentos alternativos em sementes de milho para controle de *Sithophilus zeamais*, observaram que os maiores IVG foram com seus tratamentos empregados com a peliculização, diferindo-se significativamente do controle. Sem a peliculização, houveram menores IVG. Além disso, os autores relatam que não houve interferência pelo processo de peliculização.

Scarsi *et al.* 2020, estudando o desempenho germinativo de sementes de soja revestidas com polímeros hidrofílicos e alginato de sódio, utilizando amido de milho nas formulações de revestimento, não diferiram significativamente entre si, mas diferindo-se entre outros tipos de tratamentos empregados como o alginato de sódio.

A peliculização com produtos de tratamentos naturais alternativos são importantes pois, além de não empregar produtos químicos, que levam a contaminação do solo, mostram-se importantes pois tratam as sementes contra insetos e microrganismos, evitando perdas que geram custos finais elevados. Além disso, visto os custos de produtos comerciais para tratamentos de sementes, uma vez alcançando resultados a partir de produtos naturais e de fácil acesso como extratos de cravo, alho, pimenta, de plantas locais e o de própolis podem evitar gastos para o produtor rural, alcançando bons resultados na proteção de sementes, como mencionados anteriormente.

#### **5.3.4 Matéria seca**

Na Tabela 5.11 estão dispostas as médias da matéria seca (mg) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao fazer um comparativo dos tratamentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que em 0 (zero) e 30 dias de armazenamento não houve diferença estatística entre o controle e aos demais tratamentos. Aos 0 dias de armazenamento, a matéria seca variou entre 13510,00 mg a 14915,00 mg. Aos 30 dias, observa-se que houve variação de 13025,00 mg a 14737,50 mg.

Nos 60 dias de armazenamento, a matéria seca variou entre 12447,50 mg a 14735,00 mg, estando os tratamentos fungicida (12447,50 mg), goma mandioca 2 (12642,50 mg) e goma mandioca 3 (12672,50 mg) com as menores quantidade de matéria seca, sendo somente os tratamentos mencionados os que diferiram quando comparado ao controle (Tabela 5.11).

**Tabela 5.11** - Médias e desvio padrão da matéria seca (mg) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	13817,50 ± 236,98 a	14502,50 ± 282,06 a	14252,50 ± 330,79 a	13772,50 ± 586,08 a	14305,00 ± 375,28 a	14222,50 ± 460,32 a	10442,50 ± 932,61 b
<b>Própolis vermelha</b>	13510,00 ± 272,52 a	14077,50 ± 369,09 a	13640,00 ± 322,59 a	12647,50 ± 599,69 b	12540,00 ± 809,49 b	11047,50 ± 743,52 c	4315,00 ± 1303,29 e
<b>Fungicida</b>	14017,50 ± 663,70 a	13107,50 ± 817,86 a	12447,50 ± 887,97 b	12082,50 ± 1343,98 b	9962,50 ± 955,00 d	9095,00 ± 68,07 d	6497,50 ± 762,12 d
<b>Polímero 1</b>	14207,50 ± 252,64 a	14162,50 ± 388,71 a	13860,00 ± 1157,44 a	13115,00 ± 274,04 a	13405,00 ± 606,33 a	11345,00 ± 714,31 c	2617,50 ± 453,46 f
<b>Polímero 2</b>	14435,00 ± 551,39 a	13875,00 ± 612,78 a	14165,00 ± 449,78 a	12405,00 ± 1152,81 b	12342,50 ± 1179,25 b	10397,50 ± 368,45 c	6985,00 ± 653,43 d
<b>Polímero 3</b>	14760,00 ± 458,11 a	14342,50 ± 335,40 a	14735,00 ± 978,49 a	13252,50 ± 1020,34 a	13742,50 ± 857,49 a	11555,00 ± 707,70 c	6052,50 ± 911,50 d
<b>Cola PVA 1</b>	14350,00 ± 441,55 a	14337,50 ± 580,54 a	13582,50 ± 219,75 a	12527,50 ± 803,26 b	11605,00 ± 872,79 c	10647,50 ± 831,24 c	5232,50 ± 1141,44 e
<b>Cola PVA 2</b>	14625,00 ± 246,78 a	14672,50 ± 673,07 a	13995,00 ± 451,26 a	14167,50 ± 434,46 a	13785,00 ± 1004,17 a	11697,50 ± 918,42 c	4315,00 ± 1477,62 e
<b>Cola PVA 3</b>	14372,50 ± 449,92 a	13762,50 ± 496,41 a	13462,50 ± 715,47 a	12065,00 ± 986,19 b	10897,50 ± 557,52 c	10705,00 ± 998,72 c	7167,50 ± 1813,90 d
<b>Goma arábica 1</b>	13632,50 ± 346,25 a	14282,50 ± 486,72 a	13702,50 ± 648,50 a	13267,50 ± 1530,04 a	12380,00 ± 466,40 b	11765,00 ± 208,57 c	9207,50 ± 1095,18 c
<b>Goma arábica 2</b>	14915,00 ± 584,38 a	13955,00 ± 741,78 a	14185,00 ± 159,27 a	13842,50 ± 766,61 a	13110,00 ± 1138,27 b	11395,00 ± 584,38 c	10622,50 ± 709,85 b
<b>Goma arábica 3</b>	13845,00 ± 444,03 a	14737,50 ± 260,05 a	14087,50 ± 491,01 a	13730,00 ± 326,60 a	13052,50 ± 742,98 b	12975,00 ± 524,25 b	9400,00 ± 1095,35 c
<b>Goma mandioca 1</b>	14255,00 ± 296,48 a	13835,00 ± 507,05 a	13875,00 ± 250,93 a	13440,00 ± 1124,54 a	13547,50 ± 1431,19 a	11072,50 ± 798,51 c	11940,00 ± 835,18 a
<b>Goma mandioca 2</b>	14467,50 ± 241,85 a	13025,00 ± 816,19 a	12642,50 ± 1007,39 b	11857,50 ± 862,14 b	12885,00 ± 945,04 b	11352,50 ± 996,64 c	8347,50 ± 1759,59 c
<b>Goma mandioca 3</b>	14022,50 ± 373,58 a	13710,00 ± 149,89 a	12672,50 ± 878,50 b	12280,00 ± 967,71 b	12862,50 ± 418,52 b	8815,00 ± 1406,00 d	8632,50 ± 1215,52 c

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

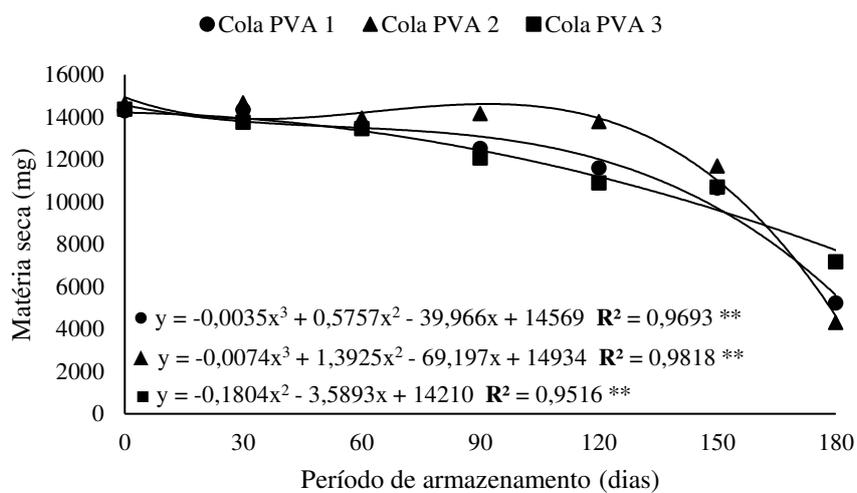
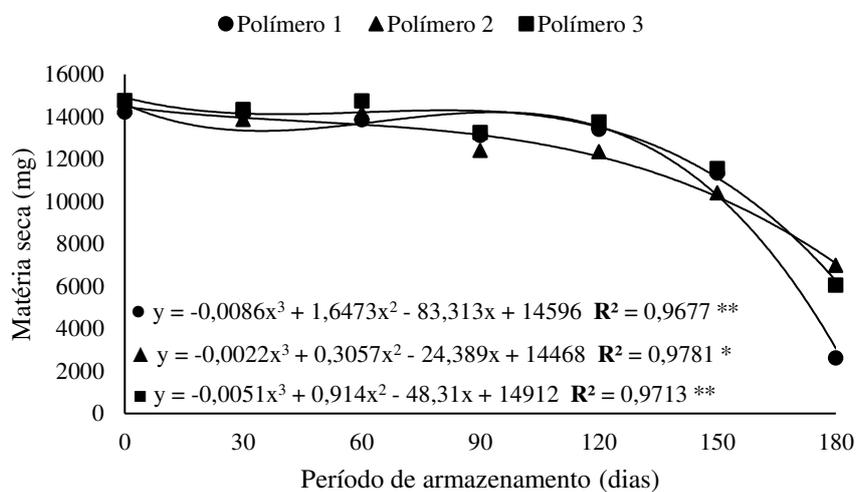
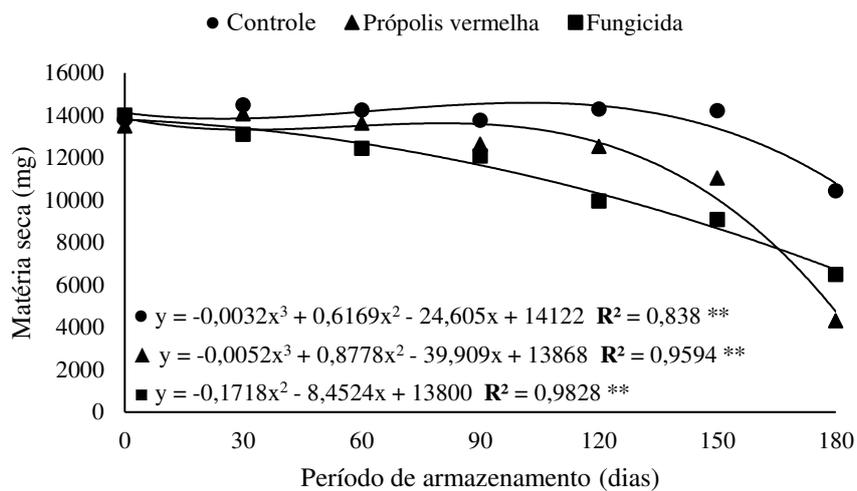
Aos 90 dias de armazenamento, a variação de matéria seca ocorreu entre 11857,50 mg e 14167,50 mg. Os tratamentos polímero 1 (13115,00 mg), polímero 3 (13252,50 mg), cola PVA 2 (14167,50 mg), goma arábica 1 (13267,50 mg), goma arábica 2 (13842,50 mg), goma arábica 3 (13730,00 mg) e goma mandioca 1 (13440,00 mg) não diferiram entre si e em relação ao controle (Tabela 5.11).

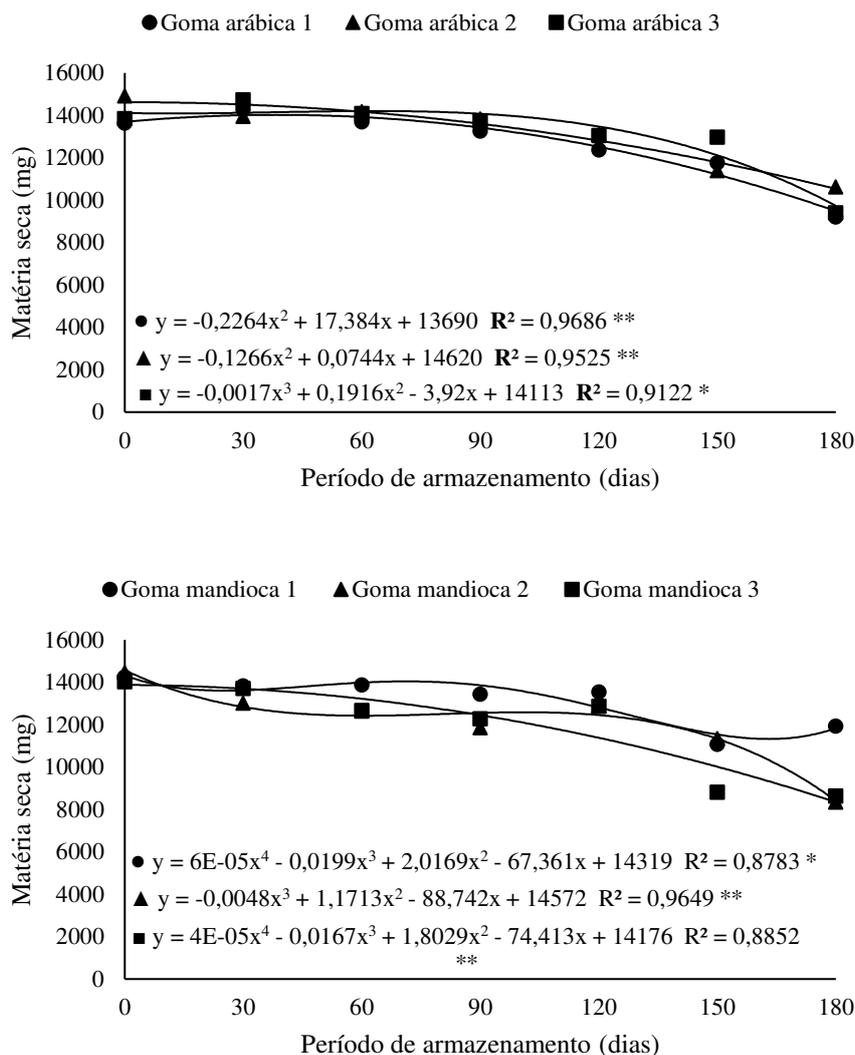
Nos 120 dias de armazenamento, a matéria seca variou entre 9962,50 mg a 14305,00 mg, onde o tratamento fungicida obteve a menor quantidade de matéria seca com 9962,50 mg, diferindo-se entre os demais tratamentos e o controle. Além dele, os tratamentos cola PVA 1 (11605,00 mg) e cola PVA 3 (10897,50 mg) também obtiveram menores quantidades de matéria seca quando comparado aos demais e o controle. Apenas os tratamentos polímero 1 (13405,00 mg), polímero 3 (13742,50 mg), cola PVA 2 (13785,00 mg) e goma mandioca 1 (13547,50 mg) não diferiam estatisticamente entre si e em relação ao controle (Tabela 5.11).

Nos 150 dias de armazenamento, a variação da matéria seca foi de 8815,00 mg a 14222,50 mg. O tratamento goma mandioca 3 detém a menor quantidade de matéria seca, alcançando 8815,00 mg, seguido pelo tratamento fungicida, com 9095,00 mg, ambos diferindo estatisticamente entre si e em relação ao controle (sem tratamento). O tratamento goma arábica 3 foi o que mais se aproximou do controle, alcançando 12975,00 mg de matéria seca.

Aos 180 dias de armazenamento é possível observar diminuição na quantidade de matéria seca, havendo uma variação entre 11940,00 mg no tratamento goma mandioca 1 a 2617,50 mg no tratamento polímero 1, considerado o tratamento com menor matéria seca alcançada, diferindo-se entre si e em relação ao controle. Apenas o tratamento goma arábica 2 (10622,50 mg) não diferiu estatisticamente quando comparado ao controle. Além disso, os tratamentos própolis vermelha (4315,00 mg), cola PVA 1 (5232,50 mg) e cola PVA 2 (4315,00 mg) foram os que também obtiveram baixa quantidade de matéria seca quando comparado aos demais tratamentos (Tabela 5.11).

A Figura 5.6 representa graficamente os dados da matéria seca (mg) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.





**Figura 5.6.** Comportamento da matéria seca (mg) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

Através da regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados da matéria seca (mg) das sementes peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias para os tratamentos controle, própolis vermelha e fungicida foram de terceiro, terceiro e segundo grau, respectivamente, com coeficientes de determinação de 0,8380, 0,9594 e 0,9828, onde todos foram significativos ao nível de 1% de probabilidade. Observa um comportamento de redução ao longo dos 180 dias de armazenamento, principalmente para o tratamento fungicida, onde ocorre uma variação na matéria seca de 3945,00 mg quando comparado ao controle e que, aos 180 dias de armazenamento, o tratamento própolis vermelha atingiu 4315,00 mg, havendo uma variação de 6127,50 mg quando comparado ao controle.

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a matéria seca (mg) em relação ao período de armazenamento foram de terceiro grau, tendo seus coeficientes de determinação 0,9677, 0,9781 e 0,9713, em que o tratamento polímero 1 e polímero 3 foram significativos a 1% de probabilidade e o polímero 2 significativo a 5%, representando de forma confiável os dados experimentais. É possível observar um comportamento de queda na quantidade de matéria seca no decorrer do período de armazenamento sendo mais relevante para o tratamento polímero 1, que aos 180 dias de armazenamento obteve a matéria seca de 2617,50 mg. Quando comparado ao controle, a variação entre os tratamentos para o polímero 1 foi de 7825,00 mg, para o polímero 2 3457,5 mg e para o tratamento polímero 3 com variação de 390,00 mg (Figura 5.6).

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, de acordo com a regressão na análise de variância, os melhores modelos que se ajustaram para a matéria seca (mg) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro, segundo e terceiro grau, e os coeficientes de determinação foram 0,9693, 0,9818 e 0,9616, ambos significativos a 1%. Nota-se uma redução na matéria seca no decorrer do armazenamento, sendo mais acentuada para os tratamentos cola PVA 1 e cola PVA 3, tendo variação quando comparado ao controle de 5210,00 mg, 6127,50 mg e 3275,00 mg (Figura 5.6).

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram, de acordo com a regressão na análise de variância para a matéria seca (mg) em relação ao período de armazenamento foram de segundo grau para goma arábica 1 e goma arábica 2 e de terceiro grau para goma arábica 3 e seus coeficientes de determinação foram 0,9686, 0,9525 e 0,9122, com significância de 1% de probabilidade para os tratamentos goma arábica 1 e goma arábica 2, e de 5% para goma arábica 3. Observa-se uma redução de germinação no decorrer do período de armazenamento, em que, ao realizar um comparativo em relação ao controle, os tratamentos goma arábica 1 (1235,00 mg) e goma arábica 3 (1042,50 mg) apresentaram uma baixa. O tratamento goma arábica 2 apresentou quantidade de matéria seca superior ao controle.

Pela regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a matéria seca (mg) em função ao período de armazenamento para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3 foram de quarto, terceiro e segundo grau, com coeficientes de desempenho de 0,8783, 0,9649 e 0,8852,

respectivamente, sendo o tratamento goma mandioca 1 significativo a 5% de probabilidade e os tratamentos goma mandioca 2 e goma mandioca 3 significativos a 1%. Nota-se que houve redução ao decorrer do período de armazenamento para os tratamentos goma mandioca 2 e goma mandioca 3, variando a matéria seca em comparação ao controle de 2095,00 mg e 1810,00 mg. Aos 180 dias de armazenamento, o tratamento goma mandioca 1 apresenta teor de matéria seca de 11940,00 mg, estando com quantidade elevada, quando comparado aos tratamentos goma mandioca 2 (8347,50 mg), goma mandioca 3 (8632,50 mg) e o controle (10442,50 mg) (Figura 5.6).

Pereira *et al.* 2010, avaliando tratamentos inseticidas, peliculização e inoculação de sementes de soja com rizóbio observam que a matéria seca das sementes tratadas com fungicida foi menor quando comparado ao controle, corroborando com os resultados da presente pesquisa. Provavelmente, isso deve ter ocorrido pela relação direta e positiva da massa da matéria seca e o conteúdo de nitrogênio disponível nas plantas, de acordo com Dobereiner (1966).

Melo *et al.* 2014, pesquisando sobre a peliculização de sementes de tomate associada ao pacloblutrazol constataram que o crescimento das plântulas, após o processo germinativo, não foi prejudicado pelo processo de peliculização. Além disso destacaram que a peliculização, a partir dos resultados obtidos pela matéria seca não interferiu no potencial fisiológico da semente.

Os resultados desta pesquisa possuem importância quando mostram que a peliculização não influenciou negativamente a germinação e vigor das sementes de milho durante seu armazenamento. Com isso, o produtor poderá evitar custos empregados na compra de sementes com químicos comerciais devido a possibilidade de fazer o uso de caldas alternativas e de fácil acesso.

### **5.3.5 Infestação de insetos**

Na Tabela 5.12 estão dispostas as médias da infestação de insetos (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao comparar os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, é possível observar que nos tempos 0 e 30 dias os tratamentos não diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle. No tempo 0 (zero) não houve infestação de insetos. Aos 30 dias de armazenamento, observa-se uma variação de infestação de 1,00 a 4,66%, demonstrando baixa infestação (Tabela 5.12).

**Tabela 5.12** - Médias e desvio padrão da infestação de insetos (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	0,00 ± 0,00 a	1,66 ± 0,57 a	3,00 ± 2,00 b	4,66 ± 1,53 c	7,66 ± 2,52 c	8,66 ± 1,53 d	9,33 ± 2,08 d
<b>Própolis vermelha</b>	0,00 ± 0,00 a	3,33 ± 1,15 a	6,66 ± 2,08 b	18,33 ± 1,53 b	20,66 ± 2,08 a	33,33 ± 4,93 a	35,33 ± 3,51 a
<b>Fungicida</b>	0,00 ± 0,00 a	1,33 ± 1,53 a	3,66 ± 1,53 b	7,00 ± 6,24 c	11,33 ± 3,51 c	23,33 ± 7,23 b	23,33 ± 2,08 c
<b>Polímero 1</b>	0,00 ± 0,00 a	3,66 ± 1,15 a	3,33 ± 0,58 b	4,66 ± 0,58 c	5,66 ± 1,53 d	13,66 ± 4,73 c	12,33 ± 1,53 d
<b>Polímero 2</b>	0,00 ± 0,00 a	4,00 ± 3,61 a	7,00 ± 3,61 b	10,33 ± 2,52 c	16,66 ± 3,79 b	25,33 ± 3,79 b	31,00 ± 2,00 b
<b>Polímero 3</b>	0,00 ± 0,00 a	4,66 ± 3,79 a	6,66 ± 1,15 b	16,66 ± 2,08 b	16,33 ± 2,31 b	25,66 ± 4,93 b	26,66 ± 1,53 b
<b>Cola PVA 1</b>	0,00 ± 0,00 a	3,66 ± 2,31 a	16,33 ± 4,51 a	25,00 ± 4,00 a	27,00 ± 10,39 a	27,00 ± 9,64 b	34,00 ± 2,65 a
<b>Cola PVA 2</b>	0,00 ± 0,00 a	1,66 ± 0,58 a	2,00 ± 1,00 b	2,00 ± 1,73 c	2,33 ± 0,58 d	2,66 ± 1,15 d	2,66 ± 1,15 e
<b>Cola PVA 3</b>	0,00 ± 0,00 a	2,33 ± 1,53 a	7,33 ± 2,08 b	15,66 ± 7,23 b	22,33 ± 11,24 a	26,66 ± 1,53 b	28,33 ± 1,53 b
<b>Goma arábica 1</b>	0,00 ± 0,00 a	2,00 ± 1,00 a	11,00 ± 3,61 a	15,66 ± 9,02 b	20,00 ± 4,00 a	28,66 ± 4,93 b	29,33 ± 1,53 b
<b>Goma arábica 2</b>	0,00 ± 0,00 a	1,66 ± 0,58 a	6,00 ± 2,65 b	6,66 ± 0,58 c	8,66 ± 1,53 c	11,66 ± 2,08 c	12,00 ± 2,65 d
<b>Goma arábica 3</b>	0,00 ± 0,00 a	4,33 ± 3,06 a	7,33 ± 2,89 b	13,33 ± 3,79 b	21,66 ± 3,06 a	27,33 ± 6,81 b	28,00 ± 5,29 b
<b>Goma mandioca 1</b>	0,00 ± 0,00 a	1,00 ± 0,50 a	2,00 ± 1,00 b	2,66 ± 1,15 c	3,00 ± 1,00 d	3,66 ± 0,58 d	4,00 ± 1,00 e
<b>Goma mandioca 2</b>	0,00 ± 0,00 a	4,66 ± 3,00 a	14,00 ± 3,61 a	12,00 ± 5,20 b	17,33 ± 2,08 b	15,33 ± 9,87 c	20,66 ± 1,53 c
<b>Goma mandioca 3</b>	0,00 ± 0,00 a	1,66 ± 0,90 a	8,66 ± 4,51 b	13,33 ± 4,93 b	16,33 ± 3,51 b	17,66 ± 1,15 c	18,66 ± 1,53 c

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Aos 60 dias de armazenamento, a infestação de insetos variou entre 2,00% para o tratamento cola PVA 2 e 16,33% para cola PVA 1. Apenas os tratamentos cola PVA 1, goma arábica 1 e goma mandioca 2 apresentaram infestação superior aos demais, correspondendo a 16,33, 11,00 e 14,00%, diferindo-se estatisticamente em relação aos demais tratamentos e o controle.

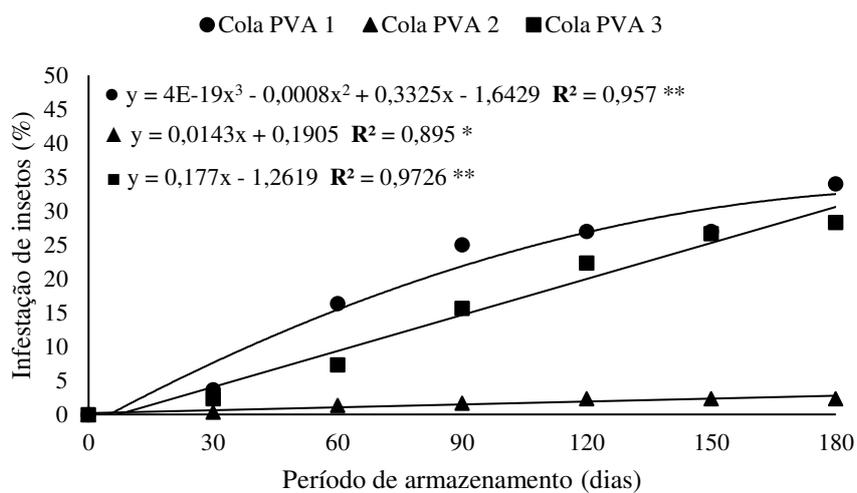
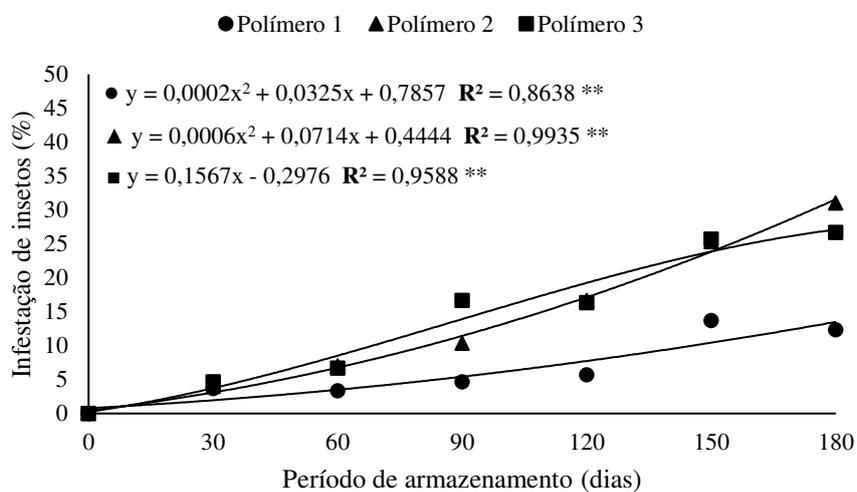
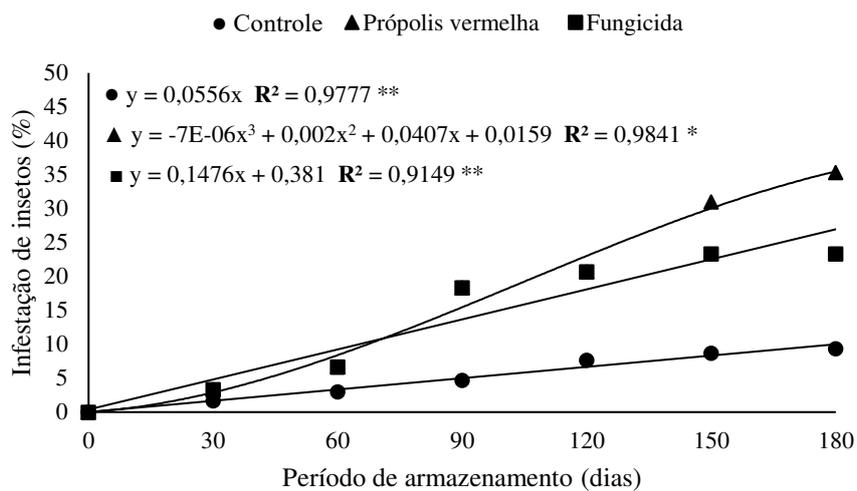
Nos 90 dias de armazenamento, a infestação variou entre 2,00 e 25,00%. As menores infestações de inseto nas sementes ocorreram no controle (4,66%), seguido pelos tratamentos fungicida (7,00%), polímero 1 (4,66%), polímero 2 (10,33%), cola PVA 2 (2,00%), goma arábica 2 (6,66%) e goma mandioca 1 (2,66%), não variando entre si e o controle. Por outro lado, o tratamento cola PVA 1 apresentou a maior infestação com 27,00% (Tabela 5.12).

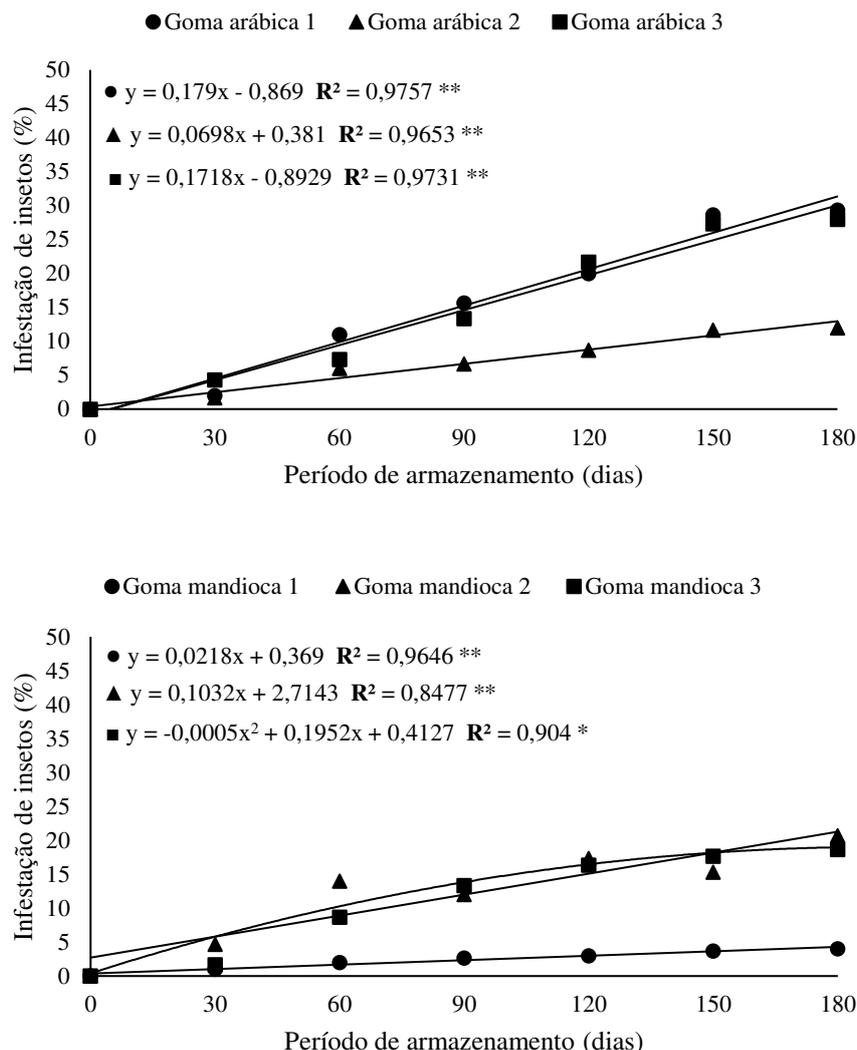
Aos 120 dias de armazenamento, a infestação de insetos variou entre 2,33 e 27,00%. Observa-se que os tratamentos polímero 1, cola PVA 2 e goma mandioca 1 foram os tratamentos com menor infestação de insetos, correspondendo a 5,66, 2,33 e 3,00%, diferindo-se estatisticamente em relação ao controle. Além disso, observa-se que as maiores infestações ocorreram nos tratamentos própolis vermelha (20,66%), cola PVA 1 (27,00%), cola PVA 3 (22,33%), goma arábica 1 (20,00%) e goma arábica 3 (21,66%) que também houve diferença estatística quando comparado ao controle.

Nos 150 dias de armazenamento, houve variação na infestação de insetos de 2,66 a 33,33%. Apenas os tratamentos cola PVA 2 (2,66%) e goma mandioca 1 (3,66%) não diferiram estatisticamente quando comparado ao controle (8,66%), em que os mesmos apresentaram as menores porcentagens de infestação de insetos. Apenas o tratamento própolis vermelha (33,33%) apresentou a maior infestação, diferindo-se estatisticamente entre os demais tratamentos e o controle (Tabela 5.12).

Aos 180 dias de armazenamento, a infestação de insetos variou entre 2,66 a 35,33%. Nota-se que houve maior infestação apenas nos tratamentos própolis vermelha (35,33%) e cola PVA 1 (34,00%), diferindo-se estatisticamente entre os demais tratamentos e o controle. E, a menor infestação ocorreu nos tratamentos cola PVA 2 (2,66%) e goma mandioca 1 (4,00%) que também se diferiram em relação ao controle.

A Figura 5.7 representa graficamente os dados da infestação de insetos (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas por 180 dias.





**Figura 5.7.** Comportamento da infestação de insetos (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com a regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram aos dados de infestação de insetos (%) nas sementes peliculizadas em função do período de armazenamento de 180 dias para os tratamentos controle, própolis vermelha e fungicida foram o linear e de terceiro grau, respectivamente, com coeficientes de determinação de 0,9777, 0,9841 e 0,9149, sendo o controle e fungicida significativos a 1% de probabilidade e o tratamento própolis vermelha significativo a 5%. Observa-se que os tratamentos própolis vermelha e fungicida apresentaram porcentagem de infestação superior ao controle.

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, a partir da regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a infestação de insetos (%) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro grau, onde

seus coeficientes de determinação foram 0,8638, 0,9935 e 0,9588, sendo ambos significativos a 1% de probabilidade. É possível observar um aumento da infestação ao decorrer do armazenamento quando comparado ao controle, sendo mais relevante para o tratamento polímero 2 e polímero 3 (Figura 5.7).

Nos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, pela regressão na análise de variância, os melhores modelos de ajustes para a infestação de insetos (%) em relação ao período de armazenamento foram o de terceiro e segundo grau, e os coeficientes de determinação foram 0,9570, 0,8950 e 0,7726, em que a cola PVA 2 foi significativo a 5% de probabilidade e a cola PVA 1 e cola PVA 3, significativo a 1%. Observa-se um aumento da infestação no decorrer do armazenamento para os tratamentos cola PVA 1 e cola PVA 3, quando comparado ao controle e, inferior ao controle no tratamento polímero 2.

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, os melhores modelos que se ajustaram, de acordo com a regressão na análise de variância para a infestação de insetos (%) foi o linear para ambos, com coeficientes de determinação de 0,9757, 0,96532 e 0,9731, significativos a 1% de probabilidade, representando de forma confiável os dados experimentais. É possível observar aumento para os tratamentos goma arábica 1 e goma arábica 3, quando comparado a goma arábica 2, e ao controle.

Pela regressão na análise de variância, os modelos de maior grau que melhor se ajustaram para a infestação de insetos (%) das sementes peliculizadas em função ao período de armazenamento para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3 foi linear e segundo grau, e seus coeficientes de desempenho 0,9646, 0,8477 e 0,9040, respectivamente, onde os tratamentos goma mandioca 1 goma mandioca 2 foram significativos a 1% de probabilidade e o tratamento goma mandioca 3 com 5%. Nota-se um aumento nos tratamentos goma mandioca 2 e goma mandioca 3 quando comparado ao goma mandioca 1 (Figura 5.7).

Observa-se que as sementes com os tratamentos aplicados se mostraram com infestação de insetos superior ao controle (9,33%), com exceção dos tratamentos cola PVA 2 (2,66%) e goma mandioca 1 (4,00%). Isso pode ter acontecido devido a adição de água na formulação das caldas de revestimento aplicadas que, apesar de serem mínimas, podem ter levado a ativação dos ovos depositados por insetos anteriormente nas sementes e que, ao decorrer dos 180 dias os insetos foram eclodindo, a partir de condições favoráveis ao desenvolvimento como umidade, temperatura, fotoperíodo e fonte de alimento (tecido de reserva das sementes).

Smiderle, Cicero (1999), constataram em um estudo sobre o tratamento inseticida e qualidade de sementes de milho durante o armazenamento que, com o ataque de insetos, espécies de produtos agrícolas armazenados reduzem o vigor das sementes (o que ocorreu na presente pesquisa) pelo consumo de reservas e pela intensa atividade respiratória que desencadeiam outros processos, como a fermentação e desenvolvimento de fungos, levando a deterioração por completo das sementes, o que também pode ter acontecido nesta pesquisa.

Carvalho & Nakagawa (1998), destacam que, dentre as espécies de insetos de armazenamento, as que se destacam são das ordens Coleoptera e Lepdoptera, em que estas, juntamente com a umidade relativa do ar e outras condições favoráveis, são condicionantes à severidade dos danos. Ainda, os autores especificam que faixas de 23 a 35 °C de temperatura e 12 a 15% de umidade das sementes, estando dentro dessas faixas as sementes utilizadas nesta pesquisa, são favoráveis a infestação de insetos.

Silva *et al.* (2012b), estudando a infestação de insetos em sementes de *Vachellia farnesiana* (L.) Wigth & Arn. – Leguminosae-Mimosoidae por Bruchidae: Coleoptera, separadas em lotes, observaram que no lote 1, em que foi coletado 2814 sementes de *V. farnesiana*, 59,84% estavam infestadas por insetos e no lote 2, com um total de 500 sementes, 71% apresentavam infestação de insetos, demonstrando que o segundo lote se encontrava mais atacado que o primeiro, apresentando elevada contaminação, causando danos ao material de reserva e eixo embrionário das sementes, levando a condições de germinação inviáveis e a redução do vigor.

Magagnoli *et al.* (2021), estudando a sustentabilidade de estratégias para manejo de *Ostrinia nubilalis* no norte da Itália: Impacto potencial em artrópodes benéficos e contaminação por aflatoxina em anos com diferentes condições meteorológica, observaram que a infestação de insetos em milho por *Ostrinia nubilalis* (Hubner) (Lepidoptera: Crambidae) levou a contaminação de fungos aflatoxigênicos como *Aspergillus flavus* (identificados nesta pesquisa no próximo tópico de microflora), considerado o maior produtor de aflatoxina B1, causando doenças ao produtor rural, caso os mesmos tenham contato com essa toxina ao manejarem as sementes durante o semeio.

### 5.3.6 Micoflora

Na Tabela 5.13 estão dispostas as médias da micoflora (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

**Tabela 5.13** - Médias e desvio padrão da micoflora (%) das sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Própolis vermelha</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Fungicida</b>	2,50 ± 1,00 d	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 c	2,50 ± 1,00 c	0,00 ± 0,00 c	2,50 ± 1,00 b
<b>Polímero 1</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	97,50 ± 5,00 a
<b>Polímero 2</b>	10,00 ± 5,20 d	37,50 ± 20,00 b	17,50 ± 9,57 c	92,50 ± 9,57 a	15,00 ± 7,32 c	45,00 ± 1,96 b	22,00 ± 3,04 b
<b>Polímero 3</b>	100,00 ± 0,00 a	97,50 ± 5,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	85,00 ± 30,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 1</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 2</b>	55,00 ± 33,17 c	27,50 ± 17,08 b	47,50 ± 18,93 b	70,00 ± 8,16 a	37,50 ± 15,30 b	0,00 ± 0,00 c	10,00 ± 4,14 b
<b>Cola PVA 3</b>	70,00 ± 40,00 b	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	97,50 ± 5,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma arábica 1</b>	92,50 ± 5,00 a	95,00 ± 5,77 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma arábica 2</b>	12,50 ± 5,00 d	22,50 ± 10,00 b	0,00 ± 0,00 c	37,50 ± 15,30 b	42,50 ± 0,58 b	25,00 ± 1,00 b	22,50 ± 10,30 b
<b>Goma arábica 3</b>	100,00 ± 0,00 a	87,50 ± 9,57 a	95,00 ± 5,77 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma mandioca 1</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma mandioca 2</b>	25,00 ± 17,32 d	27,50 ± 12,58 b	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	40,00 ± 0,82 b	0,00 ± 0,00 c	2,50 ± 1,00 b
<b>Goma mandioca 3</b>	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Ao realizar um comparativo dos tratamentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que no tempo 0 (zero) a microflora variou entre 2,50 a 100,00%. Os tratamentos que apresentaram as menores porcentagem de contaminação foram fungicida (2,50%), polímero 2 (10,00%), goma arábica 2 (12,50%) e goma mandioca 2 (25,00%), diferindo-se dos demais tratamentos e do controle. Os tratamentos citados possuem em sua composição o químico fungicida. Os tratamentos própolis vermelha, polímero 1, polímero 3, cola PVA 1, goma arábica 3, goma mandioca 1 e goma mandioca 3, não diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle (Tabela 5.13).

Aos 30 dias de armazenamento, a microflora variou entre 0,00 e 100,00%, estando o tratamento fungicida com 0,00%, demonstrando sua eficácia no tratamento de fungos. Os tratamentos polímero 2 (37,50%), cola PVA 2 (27,50%), goma arábica 2 (22,50%) e goma mandioca 2 (27,50%) foram os que apresentaram menor microflora, devido a sua composição possuir fungicida, diferindo-se dos demais tratamentos e do controle.

Nos 60 dias de armazenamento, a variação da microflora foi de 0,00 a 100,00%. O tratamento goma arábica 2 apresentou comportamento igual quando comparado ao fungicida (ausência de fungos), seguido pelo tratamento polímero 2 (17,50%), que diferiram estatisticamente entre os demais tratamentos e ao controle (100,00%).

Aos 90 dias de armazenamento, a variação também foi de 0,00 a 100,00%. Apenas os tratamentos fungicida (ausência de fungos) e o tratamento goma arábica 2 (37,50%) diferiram entre si e em relação ao controle (100,00%) (Tabela 5.13).

Nos 120 dias de armazenamento, a variação de microflora variou entre 2,50 e 100,00%, estando os tratamentos fungicida (2,50%) e polímero 2 (15,00%) com as menores porcentagens de infestação. Ainda, os tratamentos cola PVA 2 (37,50%), goma arábica 2 (42,50%) e goma mandioca 2 (40,00%), também apresentaram contaminação inferior quando comparado ao controle, diferindo entre os demais tratamentos e ao controle.

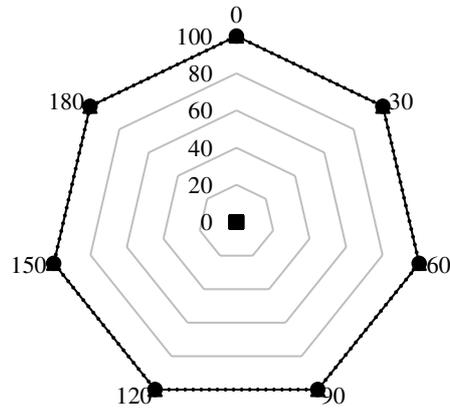
Nos 150 dias de armazenamento, a variação foi de 0,00 a 100,00%. Os tratamentos fungicida e goma mandioca 2 não apresentaram contaminação. Os tratamentos polímero 2 (45,00%) e goma arábica 2 (42,50%) diferiram entre os demais, apresentando menores contaminações quando comparado a todos os tratamentos e ao controle.

Aos 180 dias de armazenamento, os tratamentos com menor microflora foram fungicida (2,50%), polímero 2 (22,00%), cola PVA 2 (10,00%), goma arábica 2 (22,50%) e goma mandioca 2 (2,50%). Observa-se que esses tratamentos obtiveram menores porcentagem de contaminação por microrganismo pois na composição de seu filme foi

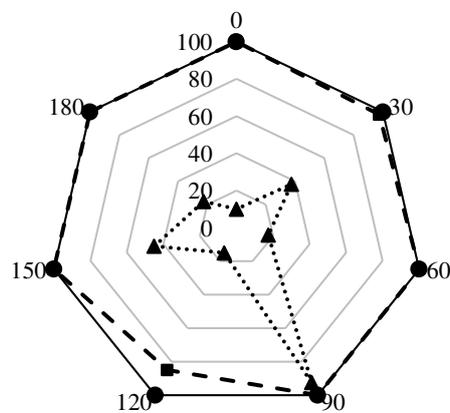
adicionado o fungicida, combatendo com isso os fungos presentes nas sementes, evitando seu desenvolvimento (Tabela 5.13).

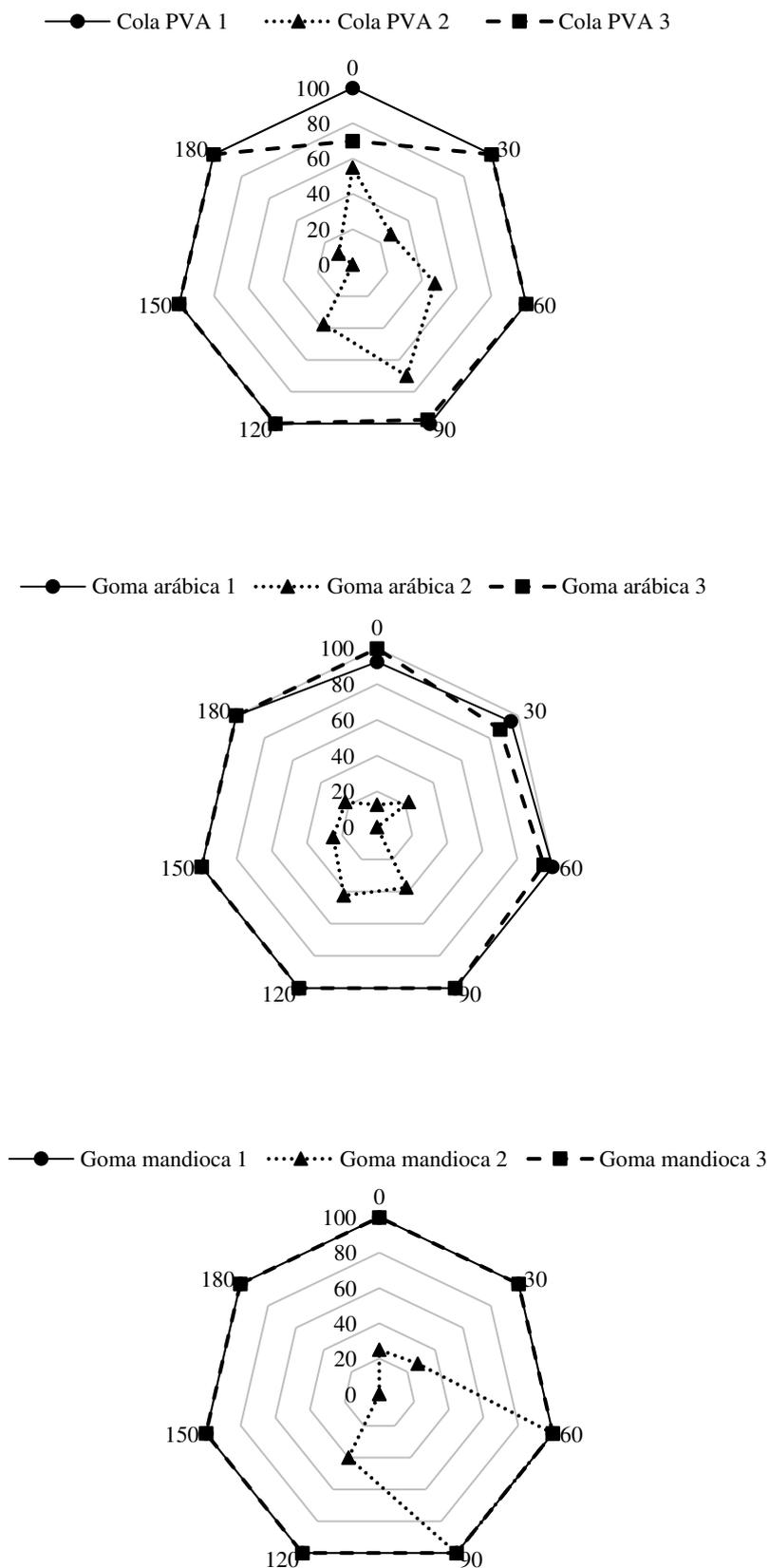
A Figura 5.8 representa graficamente os dados da micoflora (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

—●— Controle    ···▲··· Própolis vermelha    -■- Fungicida



—●— Polímero 1    ···▲··· Polímero 2    -■- Polímero 3





**Figura 5.8.** Comportamento da micoflora (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com o comportamento da microflora (%) das sementes peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias para os tratamentos controle, própolis vermelha e fungicida, é possível observar contaminação de 100,00% para o controle e própolis vermelha. O tratamento fungicida, sendo combatente ao surgimento de microrganismos apresentou contaminação próxima ou igual a 0,00% (Figura 5.8).

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, observa-se contaminação de 100,00% para o tratamento polímero 1 e um comportamento semelhante para o polímero 2, diferindo-se aos 120 dias de armazenamento, com contaminação de 85,00%. Nota-se contaminação inferior quando comparado ao demais no tratamento no polímero 2, ficando em torno de 90,00% apenas aos 90 dias de armazenamento.

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, o tratamento cola PVA 1 apresentou 100,00% de contaminação nos 180 dias de armazenamento. O tratamento cola PVA 2, devido a presença de fungicida no revestimento das sementes, apresentou menores contaminações, diferindo-se estatisticamente quando comparado ao controle. O tratamento polímero 3 apresentou comportamento semelhante ao cola PVA 1 e o controle, com contaminação de 100,00% com exceção ao tempo 0, com 70,00% de contaminação (Figura 5.8).

Pelo comportamento da microflora (%) das sementes revestidas em função do período de 180 dias de armazenamento, para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, observa-se, para o tratamento goma arábica 1, contaminação próxima a 100,00% nos tempos 0, 30 e 60 dias e de 90 a 180 dias contaminação igual a 100,00%. Para o tratamento goma arábica 2, apresentou menores porcentagens de contaminação quando comparados aos demais tratamentos e ao controle, ficando em torno de 40,00% aos 90 e 120 dias de armazenamento. No tratamento goma arábica 3, houve comportamento semelhante ao tratamento goma arábica 1, porém com contaminação inferior entre 0 a 90 dias de armazenamento.

Nos tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, a contaminação foi de 100,00% para os tratamentos goma mandioca 1 e goma mandioca 3, não diferindo quando comparado ao controle. O tratamento goma mandioca 2 apresentou menores contaminações quando comparado ao tratamento goma mandioca 1 e goma mandioca 3 e ao controle, apresentando contaminação de 100,00% aos 60 e 90 dias de armazenamento (Figura 5.8).

Silva *et al.* (2020), estudando a diversidade de microflora de grãos de cultivares armazenadas de soja observaram que, ao longo do armazenamento houve o surgimento

de fungos e que, a incidência dos microrganismos não aumentou ao ponto de atingir a totalidade dos grãos armazenados, levando a crer que a baixa atividade fisiológica não decorre sobre a ação dos fungos sobre os grãos, corroborando com os resultados encontrados nesta pesquisa.

Souza *et al.* (2020), avaliando os parâmetros de diversidade e microflora de fungos em híbridos de milho, observaram elevada atividade fisiológica e elevada incidência de microrganismos associados as sementes de milho mostrando que, neste caso, os microrganismos associados não foram patogênicos.

### 5.3.6.1 *Rhizopus* spp.

Na Tabela 5.14 estão dispostas as médias da contaminação por *Rhizopus* spp. (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Ao realizar um comparativo dos tratamentos dentro dos períodos de armazenamento, é possível observar que no tempo 0 (zero), o crescimento fúngico de *Rhizopus* spp. variou entre 0,00 a 45,00%. Apenas o tratamento própolis vermelha (42,50%) não diferiu estatisticamente em relação ao controle (45,00%), diferindo-se dos demais tratamentos (Tabela 5.14).

Nos 30 dias de armazenamento, o crescimento fúngico de *Rhizopus* spp. variou entre 0,00 e 60,00%. Apenas os tratamentos cola PVA 1 (60,00%), goma arábica 1 (52,50%), goma arábica 3 (30,00%) e goma mandioca 1 (40,00%) diferiram em relação ao demais tratamentos e ao controle.

Aos 60 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 e 85,00%. Os tratamentos própolis vermelha (30,00%), polímero 1 (37,50%), e goma arábica 3 (25,00%) diferiram estatisticamente quando comparado ao controle. Os tratamentos fungicida, polímero 2 e goma arábica 2 não apresentaram contaminação pelo fungo *Rhizopus* spp.

Nos 90 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 0,00 a 100,00%. Apenas o tratamento fungicida não apresentou contaminação pelo fungo. Os tratamentos polímero 1 (100,00%), polímero 3 (100,00%), cola PVA 1 (100,00%), cola PVA 3 (85,00%), goma arábica 1 (100,00%), goma arábica 3 (100,00%), goma mandioca 1 (95,00%) e goma mandioca 3 (100,00%) foram os que apresentaram maiores porcentagens de germinação. Por outro lado, os tratamentos cola PVA 2 e goma arábica 2 foram os que apresentaram menores porcentagens de contaminação, correspondendo a 22,50 e 30,00% (Tabela 5.14).

**Tabela 5.14** - Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de *Rhizopus* spp. (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	45,00 ± 25,17 a	22,50 ± 18,93 b	82,50 ± 23,63 a	97,50 ± 5,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Própolis vermelha</b>	42,50 ± 41,93 a	17,50 ± 17,08 b	30,00 ± 21,60 b	77,50 ± 26,30 b	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Fungicida</b>	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 b			
<b>Polímero 1</b>	2,50 ± 1,00 b	20,00 ± 14,00 b	37,50 ± 18,00 b	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	95,00 ± 10,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Polímero 2</b>	0,00 ± 0,00 b	17,50 ± 5,00 b	0,00 ± 0,00 c	70,00 ± 47,61 b	12,50 ± 4,00 c	45,00 ± 20,05 b	67,50 ± 18,30 a
<b>Polímero 3</b>	7,50 ± 5,00 b	10,00 ± 8,16 b	62,50 ± 27,54 a	100,00 ± 0,00 a	85,00 ± 30,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 1</b>	15,00 ± 10,00 b	60,00 ± 43,20 a	80,00 ± 33,67 a	100,00 ± 0,00 a			
<b>Cola PVA 2</b>	0,00 ± 0,00 b	12,50 ± 4,00 b	2,50 ± 1,00 c	22,50 ± 8,00 c	35,00 ± 5,30 b	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 b
<b>Cola PVA 3</b>	7,50 ± 3,00 b	15,00 ± 12,91 b	70,00 ± 35,59 a	85,00 ± 30,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma arábica 1</b>	22,50 ± 3,00 b	52,50 ± 5,71 a	67,50 ± 32,02 a	100,00 ± 0,00 a			
<b>Goma arábica 2</b>	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 c	30,00 ± 11,00 c	42,50 ± 21,58 b	25,00 ± 1,00 b	0,00 ± 0,00 b
<b>Goma arábica 3</b>	12,50 ± 6,00 b	30,00 ± 24,49 a	25,00 ± 19,15 b	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	97,50 ± 5,00 a	97,50 ± 0,00 a
<b>Goma mandioca 1</b>	15,00 ± 10,00 b	40,00 ± 31,00 a	62,50 ± 29,86 a	95,00 ± 10,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a	100,00 ± 0,00 a
<b>Goma mandioca 2</b>	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	67,50 ± 33,04 a	60,00 ± 49,00 b	12,50 ± 9,57 c	0,00 ± 0,00 c	2,50 ± 1,00 b
<b>Goma mandioca 3</b>	15,00 ± 5,00 b	2,50 ± 1,00 b	85,00 ± 10,00 a	100,00 ± 0,00 a			

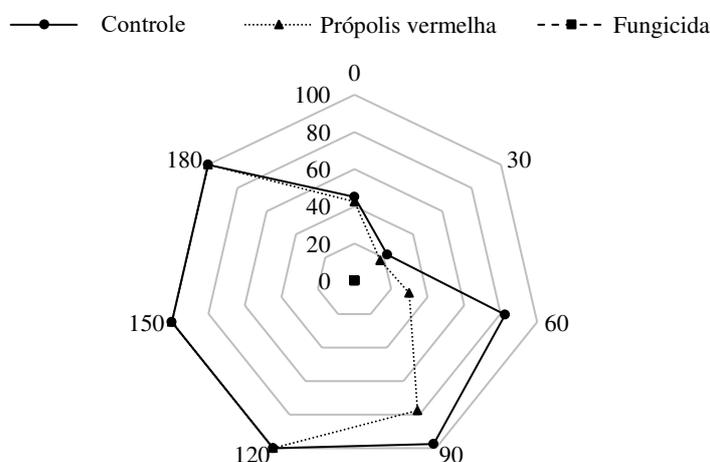
\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Aos 120 dias de armazenamento, o crescimento fúngico variou entre 0,00 e 100,00%. Apenas os tratamentos fungicida (0,00%), polímero 2 (12,50%), cola PVA 2 (35,00%), goma arábica 2 (42,50%) e goma mandioca 2 (12,50%) apresentaram as menores porcentagens de contaminação fúngica pelo *Rhizopus* spp., por apresentarem na composição das caldas o fungicida.

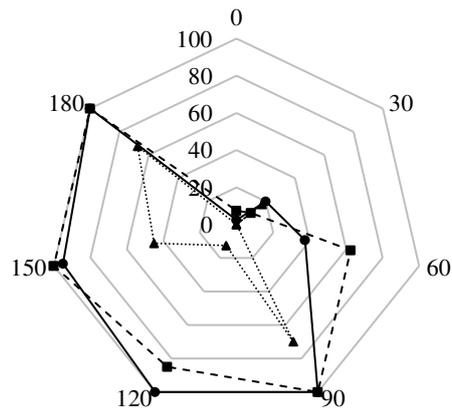
Nos 150 dias de armazenamento, a variação foi de 0,00 a 100,00%. Os tratamentos fungicida, cola PVA 2 e goma mandioca 2 não apresentaram contaminação fúngica, diferindo estatisticamente quando comparado ao controle. Os tratamentos polímero 2 (45,00%) e goma arábica 2 (25,00%) apresentaram diferença estatística também quando comparado ao controle (Tabela 5.14).

Comportamento semelhante ocorreu aos 180 dias de armazenamento, havendo variação entre 0,00 e 100,00%. Os tratamentos fungicida, cola PVA 2, goma arábica 2 e goma mandioca 2 não apresentaram contaminação fúngica por *Rhizopus* spp., diferindo estatisticamente quando comparado ao controle.

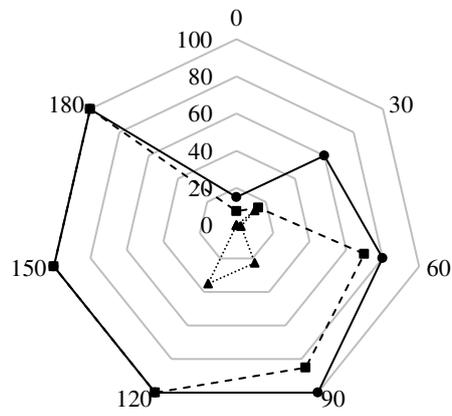
A Figura 5.9 representa graficamente o crescimento fúngico de *Rhizopus* spp. (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.



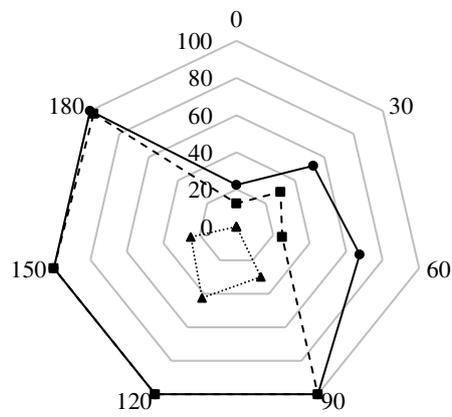
—●— Polímero 1    .....▲..... Polímero 2    - - -■- - Polímero 3

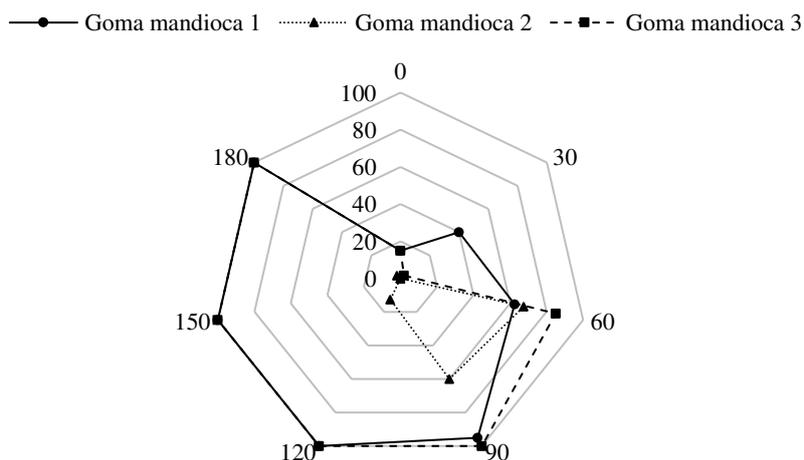


—●— Cola PVA 1    .....▲..... Cola PVA 2    - - -■- - Cola PVA 3



—●— Goma arábica 1    .....▲..... Goma arábica 2    - - -■- - Goma arábica 3





**Figura 5.9.** Comportamento do crescimento fúngico de *Rhizopus* spp. (%) em sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com o comportamento da contaminação fúngica por *Rhizopus* spp. (%) das sementes peliculizadas em função do período de armazenamento de 180 dias para o controle e tratamentos própolis vermelha e fungicida, nota-se um aumento de contaminação conforme avança o período de armazenamento. Para o controle, aos 60 dias, as sementes apresentaram contaminação de 82,50% e, entre 90 a 180 dias apresentou contaminação de 100%. Para o tratamento própolis vermelha, semelhante ao controle, com o passar do armazenamento houve o aumento de contaminação, chegando a 100% entre 120 e 180 dias. Para o tratamento com fungicida, não apresentou contaminação.

Os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3 também apresentaram comportamento de contaminação semelhante ao controle, onde o tratamento polímero 1 atingiu 100% de contaminação entre 90 e 180 dias. O tratamento polímero 2 apresentou menores porcentagens de contaminação, uma vez que, em sua composição de revestimento possui fungicida. Para o tratamento polímero 3, observa-se que aos 60 dias de armazenamento, a contaminação fúngica teve aumento até chegar aos 180 dias com 100% de contaminação por *Rhizopus* spp. (Figura 5.9).

Em relação aos tratamentos Cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, os tratamentos também aumentaram a contaminação por *Rhizopus* spp, à medida que avançou o armazenamento das sementes, comportando-se de forma semelhante ao controle. O tratamento cola PVA 1, entre 90 e 180 dias de armazenamento apresentou contaminação de 100,00%. O tratamento cola PVA 2 apresentou menor porcentagem de contaminação, variando entre 0,00 e 40,00%.

Os tratamentos goma arábica 1 e goma arábica 3 apresentaram contaminação de 100% entre 90 e 180 dias de armazenamento, sendo o tratamento goma arábica 2 o que apresentou menor contaminação, também variando entre 0,00 e 40,00%. Os tratamentos goma mandioca 1 e goma mandioca 3 apresentaram contaminação próxima a 100,00% a partir dos 90 dias de armazenamento, estando o tratamento goma mandioca 2, pela presença de fungicida em sua composição, com menor porcentagem de contaminação, variando entre 0,00 a 80,00% (Figura 5.9).

### 5.3.6.2 *Aspergillus niger*

Na Tabela 5.15 estão dispostas as médias da contaminação por *Aspergillus niger* (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Fazendo-se um comparativo dos tratamentos empregados nos revestimentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que no tempo zero, o crescimento fúngico de *Aspergillus niger* variou entre 0,00 a 30,00%. Apenas os tratamentos fungicida, polímero 2, cola PVA 2, goma arábica 2 e goma mandioca 2 diferiram estatisticamente entre os demais tratamentos e o controle. O tratamento fungicida juntamente com o goma arábica 2 não apresentaram contaminação fúngica. Com isso, é possível observar que, os tratamentos que possuem fungicida em sua composição foram eficazes no crescimento fúngico dos mesmos, inibindo ou reduzindo a presença do fungo nas sementes.

Aos 30 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 e 70,00%. Apenas os tratamentos cola PVA 1, goma arábica 1, goma arábica 3 e goma mandioca 1 diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle. Apenas o tratamento goma arábica 2 não apresentou contaminação por *Aspergillus niger* (Tabela 5.15).

Aos 60 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 a 80,00%. O tratamento polímero 2 não apresentou contaminação fúngica e o tratamento goma mandioca 3 apresentou maior porcentagem de contaminação, com 80,00%. Apenas os tratamentos polímero 1 (20,00%), polímero 3 (22,50%), cola PVA 3 (27,50%), goma arábica 1 (17,50%) e goma mandioca 2 (22,50%) não diferiram estatisticamente quando comparado ao controle (Tabela 5.15).

Aos 90 dias de armazenamento, a variação na porcentagem de contaminação fúngica por *Aspergillus niger* foi de 2,50 a 57,50%. Comparado com o controle, apenas os tratamentos cola PVA 1 (32,50%), cola PVA 3 (30,00%), goma arábica 1 (35,50%) e

**Tabela 5.15** - Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de *Aspergillus niger* (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	17,50 ± 5,00 a	37,50 ± 12,58 b	27,50 ± 9,57 c	30,00 ± 28,28 b	10,00 ± 4,14 c	5,00 ± 2,77 a	7,50 ± 5,00 a
<b>Própolis vermelha</b>	27,50 ± 25,00 a	70,00 ± 31,62 b	37,50 ± 17,08 b	47,50 ± 9,57 a	15,00 ± 12,91 c	17,50 ± 9,57 a	20,00 ± 11,55 a
<b>Fungicida</b>	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 b	0,00 ± 0,00 d	5,00 ± 2,00 c	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a
<b>Polímero 1</b>	15,00 ± 10,00 a	15,00 ± 5,77 b	20,00 ± 14,14 c	47,50 ± 35,94 a	20,00 ± 8,16 c	10,00 ± 4,14 a	15,00 ± 12,91 a
<b>Polímero 2</b>	5,00 ± 2,00 b	5,00 ± 2,00 b	0,00 ± 0,00 d	10,00 ± 0,00 c	2,50 ± 1,00 c	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Polímero 3</b>	17,50 ± 5,00 a	32,50 ± 20,62 b	22,50 ± 12,58 c	42,50 ± 18,93 a	15,00 ± 5,77 c	15,00 ± 5,77 a	15,00 ± 10,00 a
<b>Cola PVA 1</b>	17,50 ± 9,57 a	57,50 ± 15,00 a	47,50 ± 12,58 b	32,50 ± 26,30 b	22,50 ± 15,00 c	20,00 ± 8,16 a	25,00 ± 12,91 a
<b>Cola PVA 2</b>	17,50 ± 14,14 b	10,00 ± 4,14 b	5,00 ± 1,77 d	10,00 ± 1,55 c	5,00 ± 1,77 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 3</b>	10,00 ± 8,16 a	20,00 ± 8,16 b	27,50 ± 5,00 c	30,00 ± 16,33 b	7,50 ± 2,57 c	7,50 ± 5,00 a	5,00 ± 1,77 a
<b>Goma arábica 1</b>	20,00 ± 5,00 a	12,50 ± 5,00 a	17,50 ± 15,00 c	35,50 ± 26,30 b	50,00 ± 11,55 b	10,00 ± 8,16 a	7,50 ± 5,00 a
<b>Goma arábica 2</b>	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 d	2,50 ± 1,00 c	42,50 ± 5,20 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma arábica 3</b>	27,50 ± 22,17 a	22,50 ± 20,62 a	7,50 ± 5,00 d	25,00 ± 17,32 b	100,00 ± 0,00 a	12,50 ± 8,93 a	12,50 ± 2,58 a
<b>Goma mandioca 1</b>	30,00 ± 27,08 a	27,50 ± 5,00 a	35,00 ± 20,82 b	57,50 ± 17,08 a	100,00 ± 0,00 a	17,50 ± 12,58 a	15,00 ± 5,77 a
<b>Goma mandioca 2</b>	7,50 ± 2,57 b	2,50 ± 1,00 b	22,50 ± 5,62 c	7,50 ± 1,57 c	12,50 ± 9,57 c	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 3</b>	25,00 ± 5,17 a	30,00 ± 11,55 b	80,00 ± 24,49 a	55,00 ± 23,80 a	100,00 ± 0,00 a	27,50 ± 9,57 a	22,50 ± 9,57 a

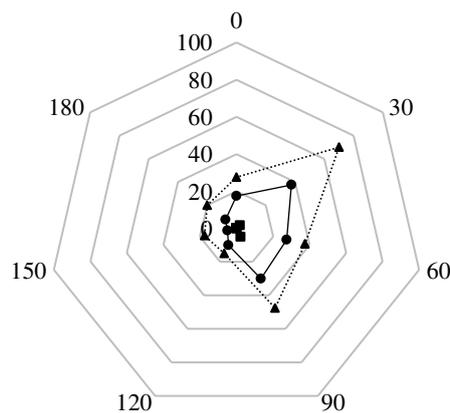
\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

goma arábica 3 (25,00%) não diferiram estatisticamente. Além disso, as menores porcentagens de contaminação fúngica foram nos tratamentos fungicida (5,00%), polímero 2 (10,00%), cola PVA 2 (10,00%), goma arábica 2 (2,50%) e goma mandioca 2 (7,50%). Esse comportamento ocorreu devido a presença de fungicida na formulação das caldas de revestimento.

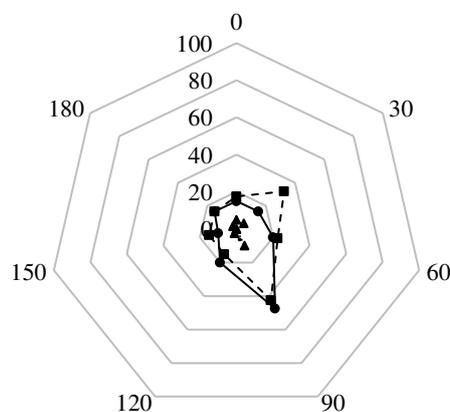
Nos 120 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 e 100,00%. O tratamento fungicida não apresentou contaminação, sendo eficaz nos tratamentos dos fungos e os tratamentos goma arábica 3 e goma mandioca 1 apresentaram 100,00% de contaminação. Por fim, aos 150 e 180 dias de armazenamento, as variações foram de 0,00 a 27,50% e 0,00 a 25,00%, respectivamente. É possível observar que para esses tempos, não houve variação estatística (Tabela 5.15).

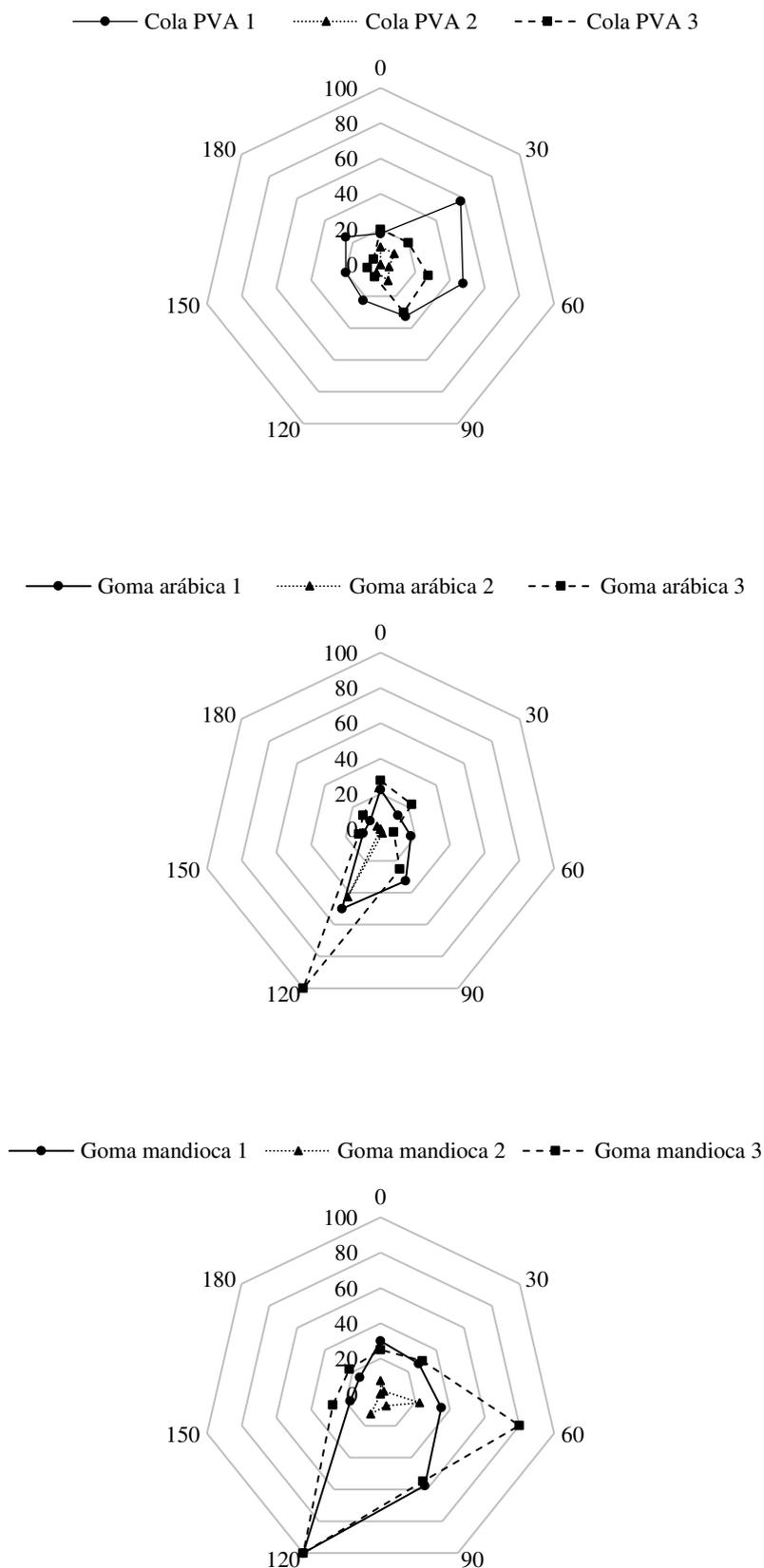
A Figura 5.10 representa graficamente o crescimento fúngico de *Aspergillus niger* (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

—●— Controle      .....▲..... Própolis vermelha      - - ■ - - Fungicida



—●— Polímero 1      .....▲..... Polímero 2      - - ■ - - Polímero 3





**Figura 5.10.** Comportamento do crescimento fúngico de *Aspergillus niger* (%) em sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

A partir do comportamento da contaminação fúngica por *Aspergillus niger* (%) nas sementes peliculizadas e armazenadas durante 180 dias para o controle os tratamentos própolis vermelha e fungicida, observa-se que, para o controle a incidência do fungo *Aspergillus niger* (%) variou de 5,00 a 37,50%. Para o tratamento própolis vermelha, apenas no tempo 30 houve porcentagem de contaminação elevada (70,00%). Para o tratamento fungicida as porcentagens foram próximas a 0,00% (Figura 5.10).

Os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3 também apresentaram baixas contaminações fúngica, estando o polímero 2 variando a porcentagem de contaminação entre 0,00 e 5,00%. Para os tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, as porcentagens de contaminação fúngica também não foram elevadas, estando apenas a cola PVA 1 aos 30 e 60 dias de armazenamento entre 50 e 60% de contaminação.

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, apenas aos 120 dias de armazenamento o tratamento goma arábica 3 obteve 100,00% de contaminação fúngica. Já os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, houve um aumento de contaminação fúngica entre 60 e 120 dias, chegando o tratamento goma mandioca 1 e goma mandioca 3 aos 100,00 também aos 120 dias de armazenamento. O tratamento goma mandioca 2, por conter fungicida em sua composição apresentou baixas porcentagens de contaminação, variando entre 0,00 a 22,50%.

### **5.3.6.3 *Aspergillus flavus***

Na Tabela 5.16 estão dispostas as médias da contaminação por *Aspergillus flavus* (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Comparando-se os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, observa-se que no tempo 0 (zero), a porcentagem de *Aspergillus flavus* variou entre 0,00 e 52,50%. Apenas os tratamentos fungicida, polímero 2 e goma arábica 2 diferiram estatisticamente entre os tratamentos e o controle. Os tratamentos fungicida e polímero 2 não apresentaram porcentagem de contaminação fúngica.

Aos 30 dias de armazenamento, a contaminação fúngica variou entre 2,50 a 70,00%. Os tratamentos que apresentaram menores porcentagem de contaminação foram fungicida (2,50%), polímero 2 (17,50%), cola PVA 2 (10,00%), goma arábica 1 (5,00%), goma arábica 2 (2,50%) e goma mandioca 2 (7,50%). Estes tratamentos possuem fungicida em sua composição, explicando as porcentagens baixas de contaminação fúngica (Tabela 5.16).

**Tabela 5.16** - Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de *Aspergillus flavus* (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	25,00 ± 19,15 a	42,50 ± 12,58 b	42,50 ± 22,17 a	27,50 ± 17,08 a	2,50 ± 1,00 b	12,50 ± 5,00 a	15,00 ± 5,77 a
<b>Própolis vermelha</b>	40,00 ± 25,82 a	70,00 ± 40,82 a	52,50 ± 12,58 a	22,50 ± 12,58 a	10,00 ± 4,14 b	15,00 ± 5,77 a	17,50 ± 5,00 a
<b>Fungicida</b>	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 c	0,00 ± 0,00 b	7,50 ± 5,00 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Polímero 1</b>	32,50 ± 15,00 a	32,50 ± 20,62 b	60,00 ± 40,82 a	10,00 ± 2,00 a	17,50 ± 12,58 b	10,00 ± 1,55 a	10,00 ± 8,16 a
<b>Polímero 2</b>	0,00 ± 0,00 b	17,50 ± 15,00 c	12,50 ± 9,57 b	7,50 ± 5,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a	0,00 ± 0,00 a
<b>Polímero 3</b>	25,00 ± 10,00 a	37,50 ± 17,08 b	47,50 ± 18,93 a	5,00 ± 2,50 a	12,50 ± 5,00 b	15,00 ± 7,32 a	30,00 ± 18,26 a
<b>Cola PVA 1</b>	27,50 ± 17,08 a	35,00 ± 10,00 b	62,50 ± 22,17 a	12,50 ± 9,57 a	17,50 ± 12,58 b	12,50 ± 5,00 a	10,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 2</b>	30,00 ± 25,82 a	10,00 ± 8,16 c	40,00 ± 8,16 a	5,00 ± 2,00 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 3</b>	32,50 ± 17,08 a	45,00 ± 10,00 b	35,00 ± 22,17 a	25,00 ± 9,57 a	2,50 ± 1,00 b	7,50 ± 5,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma arábica 1</b>	37,50 ± 17,08 a	5,00 ± 2,00 c	50,00 ± 14,14 a	2,50 ± 1,00 a	15,00 ± 12,91 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma arábica 2</b>	17,50 ± 3,62 b	2,50 ± 1,00 c	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma arábica 3</b>	52,50 ± 17,08 a	17,50 ± 12,58 c	37,50 ± 18,93 a	12,50 ± 5,00 a	40,00 ± 8,16 a	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 1</b>	47,50 ± 18,93 a	55,00 ± 36,97 a	40,00 ± 18,26 a	20,00 ± 14,14 a	35,00 ± 19,15 a	5,00 ± 2,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 2</b>	45,00 ± 40,41 a	7,50 ± 5,00 c	52,50 ± 32,02 a	22,50 ± 15,00 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 a	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 3</b>	27,50 ± 17,08 a	45,00 ± 18,93 b	47,50 ± 19,15 a	12,50 ± 9,57 a	35,00 ± 11,55 a	12,50 ± 8,41 a	20,00 ± 14,14 a

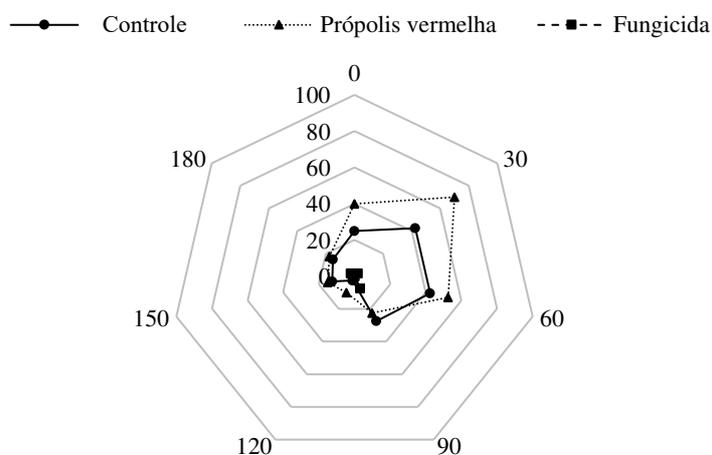
\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

Nos 60 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 a 60,00%. Apenas os tratamentos fungicida (0,00%), polímero 2 (12,50%) e goma arábica 2 (0,00%) diferiram entre si e em relação ao controle. Os tratamentos fungicida e goma arábica 2 não apresentaram contaminação fúngica (Tabela 5.16).

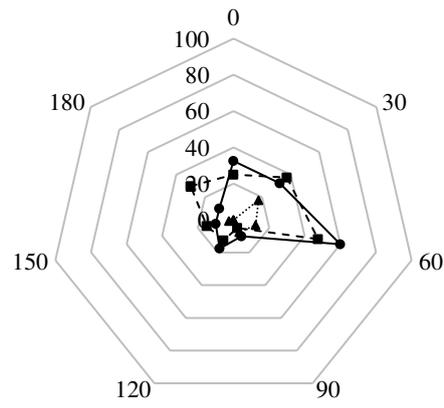
Aos 90 dias de armazenamento, a variação foi de 0,00 a 27,50%. Aos 150 ocorreu variação de 0,00 a 15,00% e 180 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 0,00 a 30,00%. Para ambos os períodos de armazenamento não houve diferença estatística na porcentagem de contaminação do fungo *Aspergillus flavus*.

Nos 120 dias de armazenamento, houve variação entre 0,00 a 40,00%. Apenas os tratamentos goma arábica 3 (40,00%), goma mandioca 1 (35,00%) e goma mandioca 3 (35,00%) diferiram estatisticamente entre si e em relação ao controle. Além disso, os tratamentos citados apresentaram as maiores porcentagens de contaminação fúngica (Tabela 5.16).

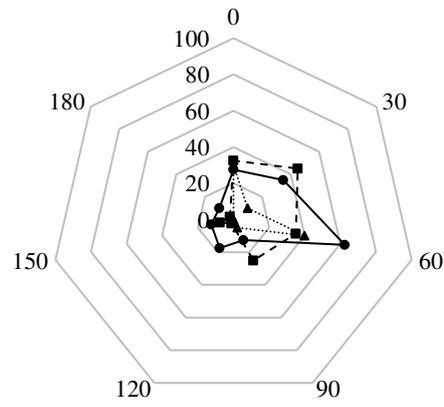
A Figura 5.11 representa graficamente o crescimento fúngico de *Aspergillus flavus* (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.



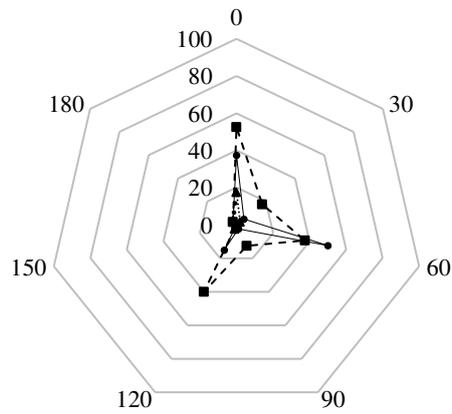
—●— Polímero 1    .....▲..... Polímero 2    - - -■- - Polímero 3

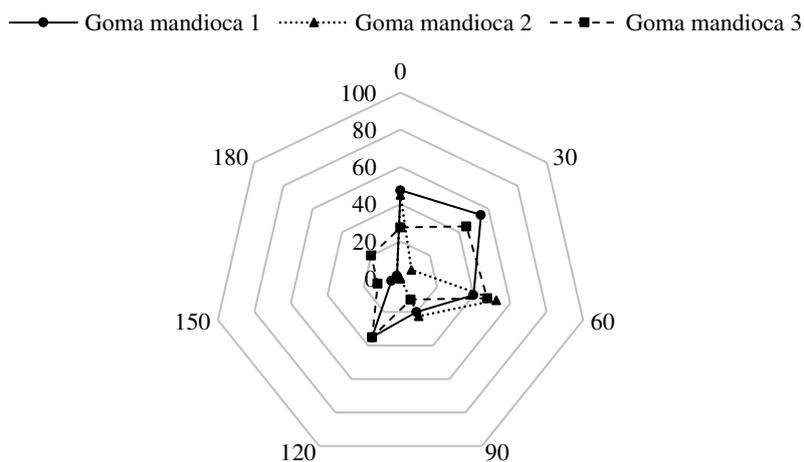


—●— Cola PVA 1    .....▲..... Cola PVA 2    - - -■- - Cola PVA 3



—●— Goma arábica 1    .....▲..... Goma arábica 2    - - -■- - Goma arábica 3





**Figura 5.11.** Comportamento do crescimento fúngico de *Aspergillus flavus* (%) em sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com o comportamento de contaminação pelo fungo *Aspergillus flavus*, nas sementes de milho peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias, o controle e tratamentos própolis vermelha e fungicida apresentaram redução no desenvolvimento fúngico ao longo do armazenamento. Nos tempos 0, 30 e 60, apresentaram a maior porcentagem, estando o tratamento própolis vermelha alcançou porcentagem de 70,00% ao 30 dias e o tratamento fungicida com valores variando entre 0,00 e 7,50% (Figura 5.11).

Para os tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, observa-se que para os tratamentos polímero 1 e polímero 3, aos 30 e 60 dias de armazenamento alcançaram maiores quando comparado a tratamento polímero 2, que contém fungicida, alcançando porcentagens menores entre 0,00 e 17,50%.

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, apenas o tratamento cola PVA 1, aos 60 dias de armazenamento apresentou contaminação de 62,50%, sendo a maior porcentagem e todo o período de armazenamento, diminuindo a contaminação ao longo do tempo (Figura 5.11).

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, os tratamentos goma arábica 1 e goma arábica 3 apresentaram as maiores porcentagem de contaminação do fungo *Aspergillus flavus* nos tempos 0, 60 e 120, estando a goma arábica 2 com porcentagens inferiores, variando entre 0,00 a 17,50%, estando esse valor mais elevado no tempo 0.

Em relação aos tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, houve maior contaminação por fungos no início do armazenamento (tempos 0, 30 e 60), e que, ao longo do armazenamento houve uma redução do desenvolvimento de fungos. É possível observar também que aos 120 dias de armazenamento houve um pequeno aumento na contaminação fúngica (Figura 5.11).

#### 5.3.6.4 *Penicillium* spp.

Na Tabela 5.17 estão dispostas as médias da contaminação por *Penicillium* spp. (%) das sementes de milho revestidas, tratadas e armazenadas durante 180 dias.

Comparando-se os tratamentos dentro de cada período de armazenamento, é possível observar que no tempo 0 (zero), a contaminação fúngica por *Penicillium* spp. variou de 0,00 a 72,50%. Apenas o tratamento própolis vermelha não diferiu estatisticamente quando comparado ao controle e ao demais tratamentos. Os tratamentos polímero 2 e goma arábica 2 não apresentaram contaminação fúngica.

Aos 30 dias de armazenamento, a germinação variou entre 0,00 a 50,00%. Os tratamentos com menores porcentagens de contaminação fúngica foram fungicida (0,00%), polímero 2 (2,50%), cola PVA 2 (0,00%), goma arábica 2 (0,00%) e goma mandioca 2 (5,00%), ambos com a presença de fungicida na composição de suas caldas, mostrando eficiência do mesmo. Os tratamentos que apresentaram maiores contaminações pelo fungo foram o cola PVA 3 (45,00%), estando estatisticamente igual quando comparado ao controle e o goma mandioca 3 superior, com 50,00% (Tabela 5.17). Nos 60 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 0,00 a 62,50%. Os tratamentos goma arábica 1 (45,00%) e goma mandioca 3 (52,50%) não diferiram estatisticamente quando comparado ao controle (62,50%). Os tratamentos que apresentaram menor contaminação pelo fungo *Penicillium* spp. foram fungicida, com 0,00%, polímero 2 com 2,50%, cola PVA 2 com 7,50%, goma arábica 2 com 0,00% e goma mandioca 2 com 2,50%.

Aos 90 dias de armazenamento, houve variação de 0,00 a 15,00%, demonstrando pouca contaminação fúngica quando comparado aos dias de armazenamento iniciais. Aos 120 dias de armazenamento, a variação ocorreu entre 0,00 a 22,50%. E, aos 180 dias a variação ocorreu entre 0,00 a 22,50%. Para ambos, não houve diferença estatística entre si e em relação ao controle (Tabela 5.17).

**Tabela 5.17** - Médias e desvio padrão do crescimento fúngico de *Penicillium* spp. (%) de sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

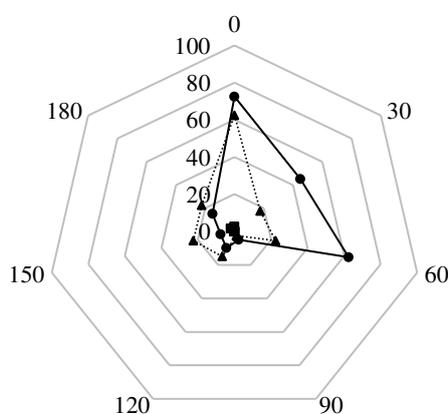
TRATAMENTOS	PERÍODO DE ARMAZENAMENTO (DIAS)						
	0	30	60	90	120	150	180
<b>Controle</b>	72,50 ± 15,00 a	45,00 ± 28,87 a	62,50 ± 12,58 a	5,00 ± 2,50 a	10,00 ± 4,14 a	7,50 ± 5,00 b	15,00 ± 12,91 a
<b>Própolis vermelha</b>	62,50 ± 29,86 a	17,50 ± 7,08 c	22,50 ± 2,62 b	2,50 ± 1,00 a	15,00 ± 2,80 a	22,50 ± 5,00 a	22,50 ± 9,57 a
<b>Fungicida</b>	2,50 ± 1,00 d	0,00 ± 0,00 d	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Polímero 1</b>	15,00 ± 7,32 c	30,00 ± 14,14 b	35,00 ± 12,91 b	15,00 ± 7,32 a	2,50 ± 1,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Polímero 2</b>	0,00 ± 0,00 d	2,50 ± 1,00 d	2,50 ± 1,00 c	2,50 ± 1,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Polímero 3</b>	42,50 ± 29,86 b	27,50 ± 15,00 b	22,50 ± 18,93 b	0,00 ± 0,00 a	5,00 ± 2,50 a	5,00 ± 2,50 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Cola PVA 1</b>	27,50 ± 15,00 c	17,50 ± 9,57 c	35,00 ± 25,17 b	0,00 ± 0,00 a	10,00 ± 2,00 a	12,50 ± 2,58 a	5,00 ± 2,50 a
<b>Cola PVA 2</b>	10,00 ± 2,00 d	0,00 ± 0,00 d	7,50 ± 3,20 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 b	0,00 ± 0,00 a
<b>Cola PVA 3</b>	40,00 ± 21,60 b	45,00 ± 19,15 a	32,50 ± 22,17 b	5,00 ± 2,50 a	0,00 ± 0,00 a	7,50 ± 3,20 b	5,00 ± 2,50 a
<b>Goma arábica 1</b>	42,50 ± 26,30 b	12,50 ± 5,00 c	45,00 ± 5,77 a	0,00 ± 0,00 a	10,00 ± 8,16 a	17,50 ± 12,58 a	15,00 ± 12,91 a
<b>Goma arábica 2</b>	0,00 ± 0,00 d	0,00 ± 0,00 d	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma arábica 3</b>	17,50 ± 15,00 c	17,50 ± 15,00 c	30,00 ± 24,49 b	0,00 ± 0,00 a	5,00 ± 2,50 a	7,50 ± 3,20 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 1</b>	40,00 ± 36,51 b	37,50 ± 25,00 b	27,50 ± 9,57 b	2,50 ± 1,00 a	12,50 ± 5,00 a	22,50 ± 9,57 a	17,50 ± 9,57 a
<b>Goma mandioca 2</b>	17,50 ± 12,58 c	5,00 ± 2,50 d	2,50 ± 1,00 c	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 a	0,00 ± 0,00 b	2,50 ± 1,00 a
<b>Goma mandioca 3</b>	27,50 ± 18,93 c	50,00 ± 14,14 a	52,50 ± 18,93 a	12,50 ± 5,00 a	22,50 ± 15,00 a	17,50 ± 5,00 a	12,50 ± 9,57 a

\*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

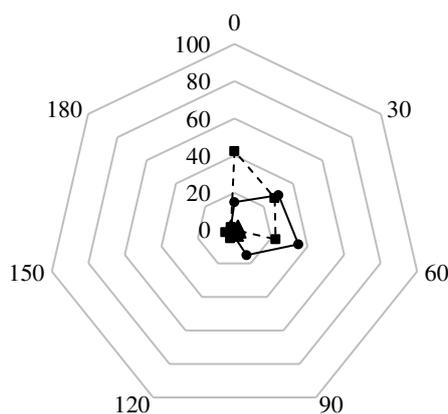
Nos 150 dias, a variação ocorreu entre 0,00 e 22,50%. Apenas os tratamentos própolis vermelha (22,50%), cola PVA 1 (12,50%), goma arábica 1 (17,50%), goma mandioca 1 (22,50%) e goma mandioca 3 (17,50%) diferiram estatisticamente quando comparado ao controle. Os tratamentos fungicida, polímero 1, polímero 2, cola PVA 2, goma arábica 2 e goma mandioca 2 não apresentaram contaminação fúngica pelo *Penicillium* spp (Tabela 5.17).

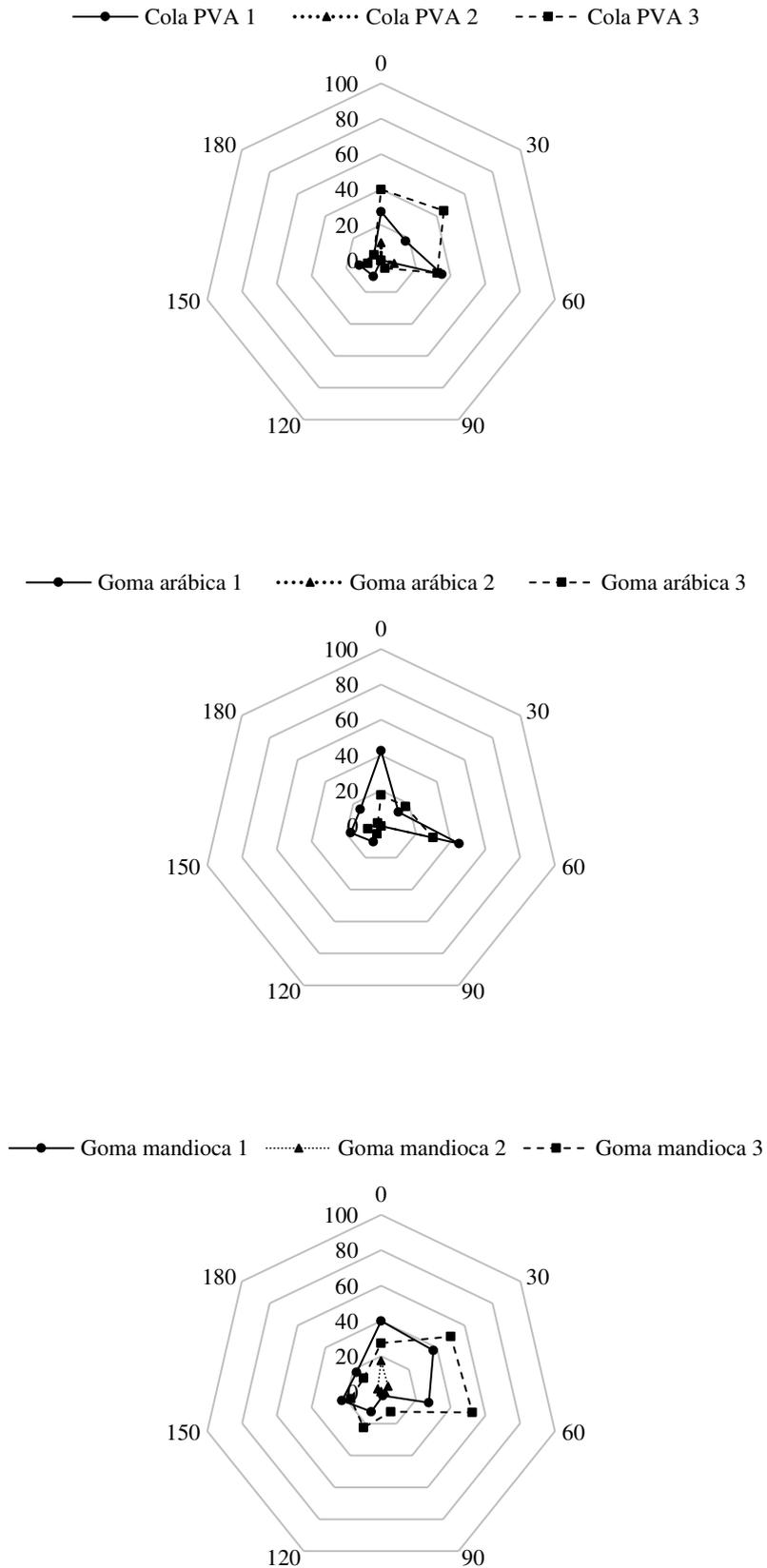
A Figura 5.12 representa graficamente o crescimento fúngico de *Penicillium* spp. (%) nas sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

—●— Controle      .....▲..... Própolis vermelha      - - - ■ - - - Fungicida



—●— Polímero 1      .....▲..... Polímero 2      - - - ■ - - - Polímero 3





**Figura 5.12.** Comportamento do crescimento fúngico de *Penicillium* spp. (%) em sementes de milho (*Zea mays* L.) peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

De acordo com o comportamento de contaminação pelo fungo *Penicillium* spp., nas sementes de milho peliculizadas em função dos períodos de armazenamento de 180 dias, o controle e tratamentos própolis vermelha e fungicida apresentaram comportamento de redução no desenvolvimento fúngico ao longo do armazenamento. Nos tempos 0, 30 e 60, foi observado as maiores porcentagens, onde o controle alcançou porcentagem de 72,50% ao 30 dias e o tratamento própolis vermelha atingiu 62,50% e o fungicida com valores variando entre 0,00 e 2,50% (Figura 5.12).

Nos tratamentos polímero 1, polímero 2 e polímero 3, observa-se que os tratamentos apresentaram maiores porcentagens de contaminação nos tempos 0, 30 e 60, estando o tratamento polímero 3 com a maior porcentagem aos 0 (zero) dias de armazenamento, com 42,50%. Ao decorrer do armazenamento, observa-se que houve redução na contaminação pelo fungo *Penicillium* spp.

Nos tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2 e cola PVA 3, apenas o tratamento cola PVA 3, aos 0, 30 e 60 dias de armazenamento apresentou contaminação de 40,00, 42,00 e 32,50%, sendo as maiores porcentagens e todo o período de armazenamento, diminuindo a contaminação ao longo do tempo (Figura 5.12).

Para os tratamentos goma arábica 1, goma arábica 2 e goma arábica 3, o tratamento goma arábica 1 apresentou as maiores porcentagem de contaminação do fungo *Aspergillus flavus* nos tempos 0, 60 (42,50 e 45,00%). O tratamento goma arábica 2 apresentou porcentagens inferiores, variando entre 0,00 a 2,50%.

Para os tratamentos goma mandioca 1, goma mandioca 2 e goma mandioca 3, houve maior contaminação por fungos no início do armazenamento, nos tempos 0, 30 e 60, e que, ao decorrer do armazenamento houve uma redução do desenvolvimento do fungo *Penicillium* spp. Para o tratamento goma mandioca 3, aos 30 e 60 dias de armazenamento, as sementes apresentaram contaminação de 50,00 e 52,50% (Figura 5.12).

Observa-se que nas sementes de milho, sejam elas revestidas ou não, ocorreu o surgimento dos principais fungos que atacam sementes, conforme mencionado por (Henning, 2015), variando em intensidade de acordo com o tratamento utilizado. Apesar da própolis vermelha possuir ação antifúngica comprovada por diversas pesquisas (Longhini *et al.* (2007), Bittencourt *et al.* (2014), Gregolim *et al.* (2019)), nesta pesquisa não foi constatada tal ação.

Provavelmente isso ocorreu devido a quantidade utilizada que correspondeu a 0,5% do peso da semente não sendo suficiente para exercer ação fungicida. Outra

explicação para tal fato é a instabilidade dos compostos bioativos encontrados na própolis que, de maneira geral, se degradam na presença de luz, por exemplo.

Dentre os tratamentos utilizados juntamente com o revestimento, podemos destacar que aqueles com fungicida Carboxin + Thiram se mostraram mais eficientes independentemente do material de peliculização. Isso foi constatado também por Bittencourt *et al.* (2007), Goulart (2023) e Bem Junior *et al.* (2023).

Um aspecto importante nesta pesquisa foi a interação positiva das caldas de revestimento e o fungicida químico Carboxin + Thiram, mostrando que há compatibilidade entre os dois produtos. Isso é importante porque são materiais de fácil acesso ao produtor e que podem ser facilmente utilizados especialmente por produtores da agricultura familiar.

### 5.3.7 Correlação entre as variáveis de armazenamento

A Tabela 5.18 apresenta os resultados da Correlação Linear de Pearson entre as variáveis infestação, primeira contagem, germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e matéria seca, estudadas no armazenamento das sementes de milho peliculizadas e armazenadas durante 180 dias.

**Tabela 5.18** - Correlação simples entre variáveis estudadas no armazenamento de sementes de milho peliculizadas e armazenadas durante 180 dias. Campina Grande, Paraíba. 2024.

CORRELAÇÃO	COEFICIENTE DE CORRELAÇÃO (r)	SIGNIFICÂNCIA
Infestação x Primeira contagem	-0,6003	**
Infestação x Germinação	-0,6028	**
Infestação x IVG	-0,6361	**
Infestação x Matéria seca	-0,6018	**
Primeira contagem x Germinação	0,9946	**
Primeira contagem x IVG	0,9390	**
Primeira contagem x Matéria seca	0,9467	**
Germinação x IVG	0,9333	**
Germinação x Matéria seca	0,9507	**
IVG x Matéria seca	0,8667	**

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade.

Verifica-se que entre as variáveis primeira contagem e germinação, primeira contagem e IVG, primeira contagem e matéria seca, germinação e IVG, germinação e matéria seca, bem como IVG e matéria seca ocorreu uma correlação diretamente proporcional. Com isso, é possível observar que níveis elevados de germinação estão diretamente relacionados com níveis elevados de vigor.

Entretanto, entre as variáveis infestação e primeira contagem, infestação e germinação, infestação e IVG e infestação e matéria seca, observa-se uma correlação inversamente proporcional. Assim, com o aumento da infestação de insetos, ocorre a diminuição a primeira contagem, a germinação o IVG e a matéria seca das sementes de milho peliculizadas. Em outras palavras, o aumento da infestação reduz a germinação e o vigor das sementes de milho. Todas as correlações foram significativas ao nível de 1% de probabilidade.

Sabe-se que o ataque de pragas de armazenamento em sementes pode reduzir de forma drástica o estande final da lavoura, comprometendo de forma direta a produtividade. Por isso, é de suma importância que todas as sementes germinem, assegurando assim um bom rendimento de produção na colheita (Lorenzetti *et al.*, 2014). Em um estudo realizado por Boscardin *et al.* (2012), com *Cassia fistula* L. (Fabaceae), insetos da ordem Coleóptera foram responsáveis pelo ataque de 53,70% das sementes em sua avaliação na infestação de insetos, ocasionando uma redução de 64,60% do peso das sementes, bem como uma diminuição no seu vigor.

Esses insetos alimentam-se dos cotilédones, que são os tecidos de reserva da semente e também o seu eixo embrionário, correspondendo ao que irá gerar uma nova planta. Além disso, esses danos causados as sementes, como as perfurações ocasionadas pelos insetos servem de entrada para microrganismos patogênicos, que irão inviabilizar a utilização das mesmas para o plantio (EMBRAPA, 2010b).

Estudos realizados por Almogdad *et al.* (2023), em que os mesmos avaliaram o efeito na qualidade das sementes de fava e no nível de infecção de patógenos fúngicos transmitidos para as sementes, observaram que danos causados pelo inseto *Bruchus rufimanus* são prejudiciais à germinação das sementes de fava em até 27,00% (de 94,50% para 69,00%), constatando baixa germinação e vigor das sementes.

Dessa forma, a redução da germinação e vigor das sementes observada nessa pesquisa deve-se ao aumento da infestação de insetos praga de armazenamento. Que, conforme dito, consumiu as reservas das sementes e como consequência não germinaram de forma esperada.

## 6. CONCLUSÕES

A partir dos resultados alcançados pelo processo de peliculização nas sementes de milho, conclui-se que:

- Todos os parâmetros analisados na caracterização do extrato de própolis vermelha estão dentro dos limites estabelecidos pela legislação brasileira;
- O revestimento de peliculização empregado não altera as propriedades físicas das sementes;
- Através da opção “Finder”, do software LAB Fit, foi possível propor equações empíricas de dois e três parâmetros para descrever a cinética de absorção de água por sementes de milho;
- A partir do estudo realizado, foi observado que a Equação (5.3) (Log Gaussian), proposta nesta pesquisa, descreveu satisfatoriamente a cinética de absorção de água por milho, em todas as 15 situações experimentais analisadas;
- Para todos os 15 experimentos realizados, os três parâmetros obtidos através da Equação (5.3) (Log Gaussian) foram significativos, com bons indicadores estatísticos para os ajustes; indicando que, possivelmente, tal equação possa também descrever outras situações físicas de mesma natureza;
- A comparação entre a Equação (5.3) e outras disponíveis na literatura mostrou que a cinética de absorção de água por sementes de milho peliculizadas indicou que o processo é melhor descrito pela equação proposta nesta pesquisa;
- O tipo de peliculização empregado não interferiu, de forma significativa, no valor do teor final de água das sementes de milho (cerca de 35%, b.u.). Entretanto, o tempo para a emissão da raiz primária dependeu do tipo de peliculização, tendo variado de 24 a 40 dias;
- Ainda, para a absorção de água pelas sementes, as sementes peliculizadas com os tratamentos cola PVA 1, cola PVA 2, cola PVA 3, goma mandioca 1 e goma mandioca 2 germinaram em um menor tempo (24 dias), servindo os mesmos como uma recomendação para serem utilizados no processo de revestimento pelo produtor rural por serem materiais de fácil acesso e baixo custo, e que os mesmos não impedem o poder germinativo das sementes;

- A metodologia utilizada para modelagem dos quinze conjuntos de dados permitiu mostrar que a absorção de água pelas sementes peliculizadas foi eficaz, não havendo interferência na germinação das sementes pela peliculização;
- A germinação e o vigor não são afetados pelo processo de peliculização das sementes;
- O teor de água das sementes sofre pouca influência dos materiais utilizados na peliculização;
- A germinação das sementes de milho peliculizadas ou não reduz com o aumento da infestação de insetos;
- Os tratamentos alternativos não impedem o surgimento dos principais fungos de armazenamento;
- O fungicida Carboxin + Thiram impede o surgimento e desenvolvimento dos principais fungos de armazenamento em sementes de milho.

## 7. REFERÊNCIAS

- ACCINELLI, C.; ABBAS, H. K.; LITTLE, N. S.; KOTOWICZ, J. K.; MENCARELLI, M.; SHIER, W. T. Biological control of aflatoxin production in corn using non-aflatoxigenic *Aspergillus flavus* administered as a bioplastic-based seed coating. **Crop Protection**. v. 107, ed. 1, p. 87-92, 2016.
- AFZAR, I.; JAVED, T.; AMIRKHANI, M.; TAYLOR, A. G. Modern Seed Technology: Seed Coating Delivery Systems to Improve Seed and Crop Performance. **Agriculture**. v. 10, ed. 11, p. 1-20, 2020.
- ALBUQUERQUE, J. M. **Identificação e germinação de sementes Amazônicas**. Belém: FCAP. Sérvio de Documentação e Informação, 132 p., 1993.
- ALENCAR, S. M.; OLDONI, T. L. C.; CASTRO, M. L.; CABRAL, I. S. R.; COSTA NETO, C. M.; CURY, J. A.; ROSALEN, P. L.; IKEGAKI, M. Chemical composition and biological activity of a new type of Brazilian própolis: Red própolis. **Journal of Ethnopharmacology**. v. 113, n. 2, p. 278-283, 2007.
- ALMEIDA, F. A. C.; VILLAMIL, J. M. P. **Insetos plagas de los granos almacenados. Apostilha de almacenamiento de granos**. Madrid/UPM, 2000, 25 p.
- ALMOGDAD, M.; JONAVICIENE, A.; SEMASKIENE, R. *Bruchus rufimanus* Boh. Effect on Broad Bean Seed Quality and the Infection Level of Seed-Borne Fungal Pathogens. **Plants**. v. 12, n. 9, p. 1-11, 2023.
- ASSIS, M. C. P. **Potencial fisiológico de sementes de pepino (*Cucumis sativus* L.) revestidas com fécula de mandioca, gelatina e quitosana**. Dissertação (mestrado) Universidade Federal Rural do Semiárido. Programa de Pós-Graduação em Ambiente, Tecnologia e Sociedade. 2022.
- BARAVIERA, C. M. C.; CANEPPELE, C.; DOURADO, L. G. A.; AGUERO, N. F. Avaliação de propriedades físicas de grãos de híbridos de milho. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer. v. 10, n. 19, p. 1-7, 2014.
- BAUGHMAN, O.; HOSFORD, A.; RALSTON, E. Evaluating Seed Enhancement Technology's Effects on Seed Viability during Multi-Year Storage: A Case Study Using Herbicide Protection Pellets. **Plants**. v. 12, ed. 20, p. 1-8, 2023.

BEM JUNIOR, L. D.; FERRARI, J. L.; DARIO, G.; RAETANO, C. G. Impact of storage on the physiological quality of soybean seeds after treatment with fungicides and insecticides. **Journal of Seed Science**. v. 42, ed. 202042037, p. 1-10, 2020.

BEM-JABEUR, M.; CAMILO, L. C.; RUBÉN, V.; ZAYNEB, K.; SHAWN, C. K.; MARTA, L. C.; MARTA, D. S.; JOSE, H. The promising Multispe device for tracing the effect of seed coating with biostimulants on growth promotion, photosynthetic state and water–nutrient stress tolerance in durum wheat. EuroMediterr. **Journal for Environ Integr**. v. 6, n. 1, p. 1-11. 2021.

BITTENCOURT, F. O.; PADILHA, F. F.; SIQUEIRA, A. L.; DANTAS, C. G.; MENDONÇA, L. S.; ARAÚJO, Y. L. F. M.; ARAÚJO, E. D.; CARDOS, J. C. Avaliação da atividade antifúngica de formulações semissólidas contendo extrato hidroalcólico de própolis vermelha. **Scientia Plena**. v. 10, ed. 10, p. 1-11, 2014.

BITTENCOURT, S. R. M.; MENTEN, J. O. M.; SANTOS ARAKI, C. A. S.; MORAES, M. H. D.; RUGAI, A. R.; DIEGUEZ, M. J.; VIEIRA, R. D. Eficiência do fungicida Carboxin + Thiram no tratamento de sementes de amendoim. **Revista Brasileira de Sementes**. v. 29, ed. 2, p. 214-222, 2007.

BORAK, B. Sol-Gel Coatings with Azofoska Fertilizer deposited on pea seeds. **Polymers**. v. 14, ed. 19, p. 1-15, 2022.

BOSCARDIN, J.; COSTA, E. C.; GARLET, J.; MURARI, A. B. Damages caused by *Pygiopachymerus lineola* (Chevrolat, 1871) (Coleoptera: Bruchidae) in seeds of chuva-de-ouro (*Cassia fistula* L.) used in urban afforestation of Santa Maria city, Rio Grande do Sul state, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Arborização Urbana**. v. 7, n. 4, p. 9-15, 2012.

BRASIL. Empresa Brasileira de Pesquisa e Agropecuária. **Controle de Qualidade da Própolis**. EMBRAPA Meio-Norte. Teresina-PI, 2020.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para Análises de Sementes**. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: Mapa/ACS, 2009.

CABRAL, I. S. R.; OLDONI, T. L. C.; PRADO, A.; BEZERRA, R. M. N.; ALENCAR, S. M.; IKEGAKI, M.; ROSALEN, P. L. Composição fenólica, atividade antimicrobiana

e antioxidante da própolis vermelha brasileira. **Química nova**. v. 32, n. 6, p. 1523-1527, 2009.

CAETANO, A. R.; OLIVEIRA, R. D.; PEREIRA, R. F. C.; CARDOSO, T. V.; CARDOSO, A.; ALMEIDA-AGUIAR, C. Examination of Raw Samples and Ethanol Extracts of Gerês Propolis Collected in Different Years. **Plants**. v. 12, ed. 22, p. 1-14, 2023.

CAMILO, L. J.; CORADI, P. C.; BRENTAN, L. O. **Propriedades físicas de grãos de milho armazenados em diferentes condições**. Anais... XLII Congresso Brasileiro de Engenharia Agrícola. Campo Grande-MG, 2014.

CARVALHO, J. H.; PORTOLAN, I. B.; KRUPPA, M. F.; MOURA, G. S.; BONOME, L. T. S. **Pelculização e tratamentos alternativos de sementes de milho para controle de *Sitophilus zeamais***. Anais... Jornada de Iniciação científica e tecnológica. Cerro Largo-RS, 2019.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 4 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588 p.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2012. p. 329-349.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 3 ed. Campinas: Fundação Cargill, 1988. 429 p.

CARVALHO, T. C. GAGLIARDI, B. MORAES, M. H. D. Efeito de polímero no tratamento de sementes. **Cultivando o Saber**. v. 3, p. 108-115, 2010.

CUI, H.; BING, Y.; ZHANG, X.; WANG, Z.; LI, L.; MIAO, A. Prediction of Maize Seed Vigor Based on First-Order Difference Characteristics of Hyperspectral Data. **Agronomy**. v. 12, ed. 8, p. 1-13, 2022.

DA SILVA, A. R.; LEÃO-ARAÚJO, E. F.; REZENDE, B. R.; SANTOS, W. V.; SANTANA, H. A.; SILVA, S. C. M.; FERNANDES, N. A.; COSTA, D. S.; MESQUITA, J. C. P. Modeling the Three Phases of the Soaking Kinetics of Seeds. **Agronomy Journal**. v. 110, n. 1, p. 1-7, 2018.

DA SILVA, W. P.; E SILVA, C. M. D. P. S.; LINS, M. A. A.; GOMES, J. P. Osmotic dehydration of pineapple (*Ananas comosus*) pieces in cubical shape described by diffusion models. **LWT – Food Science and Technology**. v. 55, n. 1, p. 1-8, 2014.

DA SILVA, W. P.; SOUTO, L. M.; FERREIRA, J. P. L.; GOMES, J. P.; DE LIMA, A. G. B.; QUEIROZ, A. J. M.; DE FIGUEIRÊDO, R. M. F. Use of Inverse Method to Determine Thermophysical Properties of Minimally Processed Carrots during Chilling under Natural Convection. **Foods**. v. 12, n. 1, ed. 2084, p. 1-16, 2023.

DAMASCENA, J. F.; OLIVEIRA, P. L. S.; MOCHKO, A. C. R.; ANDRADE, K. S. P.; NASCIMENTO, I. O. Efeitos do extrato de própolis sobre a qualidade sanitária e fisiológica de sementes de arroz (*Oryza sativa* (L.)) e soja (*Glycine max* (L.) merril). **Revista Agroecossistemas**. v. 12, n. 2, p. 1-8, 2020.

DAUGSCH, A. **A própolis vermelha do nordeste do Brasil e suas características químicas e biológicas**. Tese (Doutorado em Ciência de Alimentos) – Universidade Estadual de Campinas - Faculdade de Engenharia de Alimentos, São Paulo, 2007.

DOBEREINER, J. Avaliação da fixação de nitrogênio em leguminosas pela regressão do nitrogênio total da planta com o peso do nódulo. **Natureza**. v. 210, p. 850-852, 1966.

DUDOIT, A.; MERTZ, C.; CHILLET, M.; CARDINAULT, N.; BRAT, P. Antifungal activity of Brazilian red propolis extract and isolation of bioactive fractions by thin-layer chromatography-bioautography. **Food Chemistry**. v. 327, ed. 1, p. 1-36, 2020.

ELSHAFIE, H. S.; NUZZACI, M.; LOGOZZO, G.; GIOIA, T.; CAMELE, I. Biological investigations on the role of hydrogel formulations containing bioactive natural agents against some common phytopathogens of *Phaseolus vulgaris* L. and seed germination. **Journal of Biological Research**. v. 93, ed. 1, p. 114-122, 2020.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Armazenamento de sementes**. Comunicado técnico. Pelotas-RS, 2016.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Aspectos físicos, Químicos e Tecnológicos do grão de milho**. Circular técnica. Sete Lagoas-MG, 2006a.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Cultivo de milho**. EMBRAPA Milho e Sorgo, sistema de produção ed. 6, 2010a.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Cultivo do milho**. Sistemas de Produção EMBRAPA. Ed. 9, 2015a.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Fisiologia da produção de milho**. Circular técnica. Sete Lagoas-MG, 2006b.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Milho – Caracterização e desafios tecnológicos**. Série Desafios do agronegócio brasileiro. 2019.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Milho – Importância socioeconômica**. Brasília-DF, 2021.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Peletização de sementes e hortaliças**. EMBRAPA Hortaliças. Brasília-DF, 2012.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Principais Pragas e Métodos de Controle em Sementes durante o Armazenamento – Série Sementes. Londrina, PR, 2010b.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Recomendações de boas práticas de armazenamento de milho em espiga para agricultura familiar**. Circular técnica. Sete Lagoas-MG, 2011.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Sementes com alta tecnologia – o futuro da lavoura**. EMBRAPA Tabuleiros Costeiros. 2011.

FERREIRA, D. F. Sisvar: um sistema computacional de análise estatística. **Ciência e Agrotecnologia**. v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2014.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. In: MARKAKIS, P. (Ed.). Anthocyanins as food colors. New York: **Academic Press**. p. 181-207, 1982.

FREITAS, P. G. N.; SOUZA, E. P.; PERINO, F. H. B.; MOSCATO, B. S.; BLUMER, S.; CARDOSO, A. I. I.; BONINI, C. S. B.; BONINI NETO, A. Extrato de própolis no controle do *Penicillium* sp. e na qualidade de sementes de couve-flor. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**. v. 11, n. 2, p. 135-141, 2017.

GAGEANU, I.; GHEORGHE, G.; PERSU, C.; VLADUT, N.-V.; CUJBESCU, D.; MATAACHE, M. G.; VOICEA, I.; ION, G.-C.; TABARAS, A.-M.; BORUZ, S. P.; POPA, L.-D. Contributions to the Process of calibrating corn seeds using a calibrator with cylindrical sieves. **Applied sciences**. v. 13, ed. 17, p. 1-22, 2023.

GAISS, S.; AMARASIRIWARDENA, D.; ALEXANDER, D.; WU, F. Tissue level distribution of toxic and essential elements during the germination stage of corn seeds (*Zea Mays* L.) using LA-ICP-MS. **Environmental Pollution**. v. 252, ed. 1, p. 657-665, 2019.

GOLDSTEIN, J. L.; SWAIN, T. Changes in tannins in ripening fruits. **Phytochemistry**. Cambridge, v. 2, p. 371383, 1963.

GOMES, C. D. L. **Qualidade fisiológica e sanitária de sementes de milho crioulo tratadas com subprodutos da agroindústria**. Monografia (Graduação em Agronomia), Universidade Federal de Campina Grande. Pombal-PB, 2018.

GOULARTE, A. C. P. Chemical seed treatments for the control of cotton seedling damping-off caused by *Rhizoctonia solani* under greenhouse conditions. **Journal of Seed Science**. v. 45, ed. 202345020, p. 1-9, 2023.

GREGOLIM, F. S.; BONALDO, S. M.; SINHORIN, A. P.; BANDERÓ, J. L.; WOBETO, C. The *in vitro* control of *Fusarium proliferatum* by propolis ethanolic extracts. **Revista de Ciências Agrárias de Portugal**. v. 42, ed. 2, p. 1-8, 2019.

HATARO, A.; NONAKA, T.; YOSHINO, M.; AHN, M.; TAZAWA, S.; ARAKI, Y.; KUMAZAWA, S. Antioxidant activity and phenolic constituents of red propolis from Shandong, China. **Food Science and Technology Research**. V. 3, n. 30, p. 224-236, 2017.

HENNING, A. S. **Guia prático para identificação de fungos mais frequentes em sementes de soja**. EMBRAPA. Distrito Federal-DF, 2015.

HONG, J. K.; BAEK, J.; PARK, S. R.; LEE, G. S.; SUH, E. J. A New Protocol to Mitigate Damage to Germination Caused by Black Layers in Maize (*Zea mays* L.) Seeds. **Agriculture**. v. 13, ed. 11, p. 1-12, 2023.

INCOTEC. **Incrustação de sementes**. Disponível em: <https://www.incotec.com/pt-br/seed-technologies/seed-encrusting>. Acesso em: 06 Out. 2022.

JAVED, T.; AFZAR, I.; SHABBIR, R.; IKRAM, K.; ZAHEER, M. S.; FAHEEM, M.; ALI, H. H.; IQBAL, J. Seed coating technology: An innovative and sustainable approach for improving seed quality and crop performance. **Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences**. v. 21, ed. 1, p. 1-11, 2022.

KASHIRI, M.; KASHANINEJAD, M.; AGHAJANI, N. Modeling water absorption of sorghum during soaking. **Latin American Applied Research**. v. 40, n. 4, p. 383-388, 2010.

KORBECKA-GLINKA, G.; PIEKARSKA, K.; WIŚNIEWSKA-WRONA, M. The Use of Carbohydrate Biopolymers in Plant Protection against Pathogenic Fungi. **Polymers**. v. 14, ed. 14, p. 1-28, 2022.

LIANG, Y.-J.; ZHANG, X.-Q.; YANG, L.; LIU, X. H.; YANG, L. T.; LI, Y. R. Impact of seed coating agents on single-bud seedcane germination and plant growth in commercial sugarcane cultivation. **Sugar Tech**. v. 21, p. 383-387, 2018.

LICHTENTHALER, H. K. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. In: PACKER, L.; DOUCE, R. (Eds.). **Methods in Enzymology**. London, v. 148, p. 350-382, 1987.

LIMÃO, M. A. R. **Caracterização da qualidade de sementes de variedades crioulas de milho (*Zea mays* L.)**. Monografia (Bacharelado em Agronomia). Universidade Federal de Campina Grande. Pombal-PB, 2019.

LONGHINI, R.; RAKSA, S. M.; OLIVEIRA, A. C. P.; SVIDZINSKI, T. I. E.; FRANCO, S. L. Obtenção de extratos de própolis sob diferentes condições e avaliação de sua atividade antifúngica. **Revista Brasileira de Farmacognosia**. v. 7, ed. 3, p. 1-8, 2007.

LORENZETTI, E. R.; RUTZEN, E. R.; NUNES, J.; CREPALLI, M. S.; LIMA, P. H. P.; MALFATO, R. A.; OLIVEIRA, W. C. Influência de inseticidas sobre a germinação e vigor de sementes de milho após armazenamento. **Cultivando o Saber**. v. 7, n. 1, p. 14-23, 2014.

MA, Y. Seed coating with beneficial microorganisms for precision agriculture. **Biotechnology Advances**. v. 37, ed. 7, p. 1-12, 2019.

MAGAGNOLI, S.; LANZONI, A.; MASTTI, A.; DEPALO, L.; ALBERTINI, M.; FERRARIC, R.; SPADOLA, G.; DEGOLA, F.; RESTIVO, F. M.; BURGIO, G. Sustainability of strategies for *Ostrinia nubilalis* management in Northern Italy: Potential impact on beneficial arthropods and aflatoxin contamination in years with different meteorological conditions. **Crop Protection**. v. 142, ed. 105529, p. 1-10, 2021.

MAGUIRE, J. D. Speed of germination and in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop Science**. v. 2, p. 176-177, 1962.

MAYTON, H.; AMIRKHANI, M.; YANG, D.; DONOVAN, S.; TAYLOR, A. G. Permeability of tomato seed coat: Optimal chemical properties of seed treatment to target the embryo with implications for internal control of seed-borne pathogens. **Agriculture**. v. 11, ed. 3, p. 1-11, 2021.

MEDEIROS, P. M.; ARAÚJO, A. S.; RODRIGUES, M. S. A.; MEDEIROS, M. L. S.; ALBUQUERQUE, T. N.; ARAÚJO, M. A.; RODRIGUES, A. A.; MEDEIROS, B. B. M. P.; SILVA, E. S. GOMES, I. A. Extrato de própolis e seu efeito na conservação da maçã Fuji (*Malus domestica*). **Research, Society and Development**. v. 10, n. 2, p. 1-12, 2021.

MELO, A. P. C.; SELEGUINI, A.; VELOSO, V. R. S. Peliculização de sementes de tomate associada ao paclobutrazol. **Bragantia**. v. 73, n. 2, p.123-129, 2014.

MELO, A. P. C.; SELEGUINI, A.; VELOSO, V. R. S.; PEREIRA, J. M. Reconhecimento de sementes de tomate com concentrações crescentes de polímero sintético. **Ciência Rural**. v. 6, n. 1, p. 958-963, 2015.

MELO, B. A. **Desenvolvimento de um protótipo e estudo de materiais para incrustação de sementes de Colza**. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola). Universidade Federal de Campina Grande. Campina Grande, Paraíba, 2017.

MOISÉS, A. R.; BOBIS, O. *Baccharis dracunculifolia* and *Dalbergia ecastophyllum*, main plant sources for bioactive Properties in green and Red Brazilian propolis. **Plants**. v. 9, ed. 11, p. 1-23, 2020.

MONTEIRO, J. M.; ALBUQUERQUE, U. P.; ARAÚJO, E. L.; AMORIM, E. L. C. Taninos: Uma abordagem da química à ecologia. **Química Nova**. v. 28, n. 5, p. 892-896, 2005.

MOUMNI, M.; ALLAGUI, M. B.; MEZRIOUI, K.; BEN AMARA, H.; ROMANAZZI, G. Evaluation of seven essential oils as seed treatments against fungal pathogens transmitted by *Cucurbita maxima* seeds, **Molecules**. v. 26, ed. 8, p. 1-12, 2021.

MOURA, G. S.; JASKI, J.M.; FRANZENER, G. Potencial de extratos etanólicos de propólis e extratos aquosos de plantas espontâneas no controle de doenças pós-colheita do morango. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**. v.11, p. 57-63, 2016.

MURPHY, D. J. Seed treatments. **Encyclopedia of Applied Plant Sciences**, v. 1, ed. 2, p. 564-569, 2017.

NEERGAARD, P. Seed Pathology. v. 1. London. **The MacMillan Press**. 1979.

OLEWNIK-KRUSZKOWSKA, E.; GIERSZEWSKA, M.; WRONA, M.; NERIN, C.; GRABSKA-ZIELINSKA, S. Polylactide-Based Films with the Addition of Poly (ethylene glycol) and Extract of Propolis Physico-Chemical and Storage Properties. **Foods**. vol. 11, ed. 10, p. 1-20, 2022.

PALANISAMY, C. P.; CUI, B.; ZHANG, H.; JAYARAMAN, S.; KODIVERI MUTHUKALIANNAN, G. A Comprehensive Review of Corn Starch-Based Nanomaterials: Properties, Simulations and Applications. **Polymers**. v. 12, ed. 9, p. 1-27, 2020.

PAPP, Z.; BOUCHELACHEM, S.; SZEKERES, A.; MESZENA, R.; GYONGYI, Z.; PAPP, G. The Scent of Antifungal Propolis. **Sensores**. v. 21, ed. 7, p. 1-9, 2021.

PEDRINI, D. J. MERRITT, J. STEVENS, K. DIXON. Seed coating: science or marketing spin. **Trends Plant Sciencia**. v. 22, ed. 2, p. 106-116, 2017.

PEREIRA, C. E.; OLIVEIRA, J. A.; COSTA NETO, J.; MOREIRA, F. M. S.; VIEIRA, A. R. Tratamentos inseticida, peliculização e inoculação de sementes de soja com rizóbio. **Revista Ceres**. v. 57, n. 5, p. 653-658, 2010.

PEREIRA, C. E.; OLIVEIRA, J. A.; GUIMARÃES, R. M.; VIEIRA, A. R.; EVANGELISTA, J. R. E.; OLIVEIRA, G. E. Tratamento fungicida e peliculização de sementes de soja submetidas ao armazenamento. **Ciências Agrárias**. Lavras, v. 35, n. 1, p. 158-164, 2011.

PEREIRA, C. E.; OLIVEIRA, J. A.; GUIMARÃES, R. M.; VIEIRA, A. R.; EVANGELISTA, R. E.; OLIVEIRA, G. E. Tratamento fungicida e peliculização de sementes de soja submetidas ao armazenamento. **Ciências Agrárias**. v. 35, n. 1, p. 158-164, 2011.

PEREIRA, C. E.; OLIVEIRA, J. A.; OLIVEIRA, G. E.; ROSA, M. C. M.; NETO, J. C. Tratamento fungicida via peliculização e inoculação de *Bradyrhizobium* em sementes de soja. **Ciência Agronômica**. v. 40, n. 3, p. 433-440, 2009.

PIOTROWICZ-CIEŚLAK, A. I.; KRUPKA, M.; MICHALCZYK, D.J.; SMYK, B.; GRAJEK, H.; PODYMA, W.; GLOWACKA, K. Physiological Characteristics of Field Bean Seeds (*Vicia faba* var. minor) Subjected to 30 Years of Storage. **Agriculture**. v. 10, ed. 11, p. 1-19, 2020.

QUIÑONES-MUÑOZ, T. A.; VILLANUEVA-RODRIGUES, S. J.; TORRUCO-UCO, J. G. Nutraceutical Properties of *Medicago sativa* L., *Agave* Spp., *Zea mays* L. and *Avena sativa* L.: A Review of Metabolites and Mechanisms. **Metabolites**. v. 12, ed. 9, p. 1-27, 2022.

RANILLA, G. L. The Application of Metabolomics for the Study of Cereal Corn (*Zea mays* L.). **Metabolites**. v. 10, ed. 8, p. 1-24, 2020.

REIS, J. H. O.; MACHADO, B. A. S.; BARRETO, G. A.; ANJOS, J. P.; FONSECA, L. M. S.; SANTOS, A. A. B.; PESSOA, F. L. P.; DRUZIAN, J. I. Supercritical Extraction of Red Propolis: Operational Conditions and Chemical Characterization. **Molecules**. v. 25, ed. 20, p. 1-21, 2020.

RODRIGUES, M. S. A.; ARAÚJO, A. S.; FREITAS, F. B. F.; RODRIGUES, A. A.; MEDEIROS, W. P. Uso de revestimento e aditivo a base de extrato de própolis na conservação de hambúrguer bovino. Própolis, usos biotecnológicos. **Gepra Editora**. 2021.

RUBERT, J.; DORNELLE, S. H. B.; NUNES, U. R. PEDROLLO, N. T.; PERIPOLLI, M.; CASSOL, J. C. Treatment with insecticide and fungicide on the physiological quality of lentil seeds. **Brazilian Journal of Biology**. v. 83, ed. 246670, p. 1-7, 2021.

SAEED, M. F.; JAMAL, A.; AHMAD, I.; ALI, S.; SHAH, G. M.; HUSNAIN, S. K.; FAROOQ, A.; WANG, J. Storage conditions deteriorate the quality of cotton and wheat

seeds: an assessment of farmer awareness in Pakistan. **Agronomy**. v. 10, ed. 9, p. 1-19, 2020.

SANTOS, C. C.; CANEPPELE, C.; BONFIM-SILVA, E. M.; CORDOVA, N. R. M. Massa específica e porosidade de grãos pelo método de complementação de líquidos. **Enciclopédia biosfera**. Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 8, n. 15; p. 1178-1184. 2012.

SCARSI, M.; POSSENTI, J. C.; BRANDELERO, R. P. H.; DEUNER, C. Desempenho germinativo de sementes de soja revestidas com polímeros hidrofílicos. **Colloquium Agrariae**. v. 16, n. 3, p. 48-59, 2020.

SEMBADA, A. A.; MAKI, S.; FAIZAL, A.; FUKUHARA, T.; SUZUKI, T.; LENGGORO, I. W. The role of silica nanoparticles in promoting the germination of tomato (*Solanum lycopersicum*) Seeds. **Nanomaterials**. v. 13, n. 14, p. 1-14, 2023.

SHEIKHA, A. F. E.; ALLAM, A. Y.; OZ, E.; KHAN, M. R.; PROESTOS, C.; OZ, F. Edible Xanthan/Propolis Coating and Its Effect on Physicochemical, Microbial, and Sensory Quality Indices in Mackerel Tuna (*Euthynnus affinis*) Fillets during Chilled Storage. **Gels**. v. 8, ed. 7, p. 1-22, 2022.

SHILOVA, O. A.; KHAMOVA, T. V.; PANOVA, G. G.; UDALOVA, O. R.; ARTEMYEVA, A. M.; KORNYUKHIN, D. L.; NIKOLAEV, A. M.; KOVALENKO, A. S.; SINEL'NIKOV, A. A.; KOPITSA, G. P. Sol-Gel-Derived Functional Coatings for Pre-Sowing Seed Treatment. **Coatings**. v. 13, ed. 12, p. 1-17, 2023.

SILVA, F.; CORRÊA, P. S.; AFONSO JUNIOR, P. C.; GONELI, A. L. D. Influência do teor de umidade na velocidade terminal de grãos de sorgo e milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**. Sete Lagoas, v. 2, n. 3, p. 143-147, 2003.

SILVA, H.; FRANCISCO, R.; SARAIVA, A.; FRANCISCO, S.; CARRASCOSA, C.; RAPOSO, A. The Cardiovascular Therapeutic Potential of Propolis – A Comprehensive Review. **Biology**. v. 10, ed. 27, p. 1-20, 2021.

SILVA, M. S.; MORAES, F. G. D.; XAVIER, S. P. S.; BITTAR, M. B. I infestação em sementes de *Vachellia farnesiana* (L.) Wigth & Arn. – Leguminosae-Mimosoidae por Bruchidae: Coleoptera. **Scientia Plena**. v. 8, ed. 4, p. 1-5, 2012b.

SILVA, R. M.; ALMEIDA, F. A. C.; MELO, B. A.; NETO, A. F. GOMES, J. P. Performance of coated Peanuts seeds during storage. **Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha**. v. 19, n. 2, p. 1-1, 2018.

SILVA, R. M.; MELO, B. A.; GOMES, J. P.; NETO, A. F. Performace of film coated cowpea seeds durign storang. **A Barriguda**. v. 6, n. 1, p. 84-96, 2016.

SILVA, S. N.; GURJÃO, K. C. O.; ALMEIDA, F. A. C.; SILVA, R. M.; SILVA, P. B.; SILVA, L. P. F. R. Características físicas de sementes de milho crioulo da Paraíba. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**. v. 13, n. 5, p. 590-594, 2018.

SILVA, V. C.; SILVA, A. M. G. S.; BASÍLIO, J. A. D.; XAVIER, J. A.; NASCIMENTO, T. G.; NAAL, R. M. G. Z.; LAMA, M. P.; LEONELO, L. A. D.; MERGULHÃO, N. L. O. N.; MARANHÃO, F. C. A.; SILVA, D. M. W.; OWEN, R.; DUARTE, I. F. B.; BULHÕES, L. C. G.; BASÍLIO J, I. D.; GOULART, M. O. F. New insights for red propolis of alagoas – Chemical constituents, topical membrane formulations and their physicochemical and biological properties. **Molecules**. v. 25, ed. 24, p. 1-23, 2020.

SILVA, W. P.; CAVALCANTI MATA, M. E. R. M.; SILVA, C. D. P. S.; GUEDES, M. A.; LIMA, A. G. B. Determiration of diffusivity and activation energy for cowpea grains (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.), always-green variety, based on its drying behavior. **Engenharia Agricola**. v. 28, n. 2, p. 325-333, 2008.

SILVA, W. P.; FARIAS AIRES, J. E.; CASTRO, D. S.; PEREIRA DA SILVA E SILVA, C. M. D.; GOMES J. P. Numerical description of guava osmotic dehydration including shrinkage and variable effective mass diffusivity. **LWT – Food Science and Technology**. v. 59, n. 2, p. 859-866, 2014.

SILVA, W. P.; SILVA, C. M. D. P. S.; SOUSA, J. A. R.; FARIAS, V. S. O. Empirical and diffusion models to describe water transport into chickpea (*Cicer arietinum* L.). **International Journal of Food Science and Technology**. v. 48, n. 2, p. 1-7, 2012a.

SILVA-BELTRÁN, N. P.; UMSZA-GUEZ, M. A.; RAMOS RODRIGUES, D. M.; GÁLVEZ-RUIZ, J. C.; DE PAULA CASTRO, T. L.; BALDERRAMA-CARMONA, A. P. Comparison of the Biological Potential and Chemical Composition of Brazilian and Mexican Propolis. **Applied Science**. v. 11, ed. 23, p. 1-23, 2021.

SILVA-CASTRO, I.; DIEZ, J. J.; MARTÍN-RAMOS, P.; PINTO, G.; ALVES, A.; MARTÍN-GIL, J.; MARTÍN-GARCÍA, J. Application of Bioactive Coatings Based on Chitosan and Propolis for *Pinus* spp. Protection against *Fusarium circinatum* Iosody. **Forests**. v. 9, ed. 11, p. 1-14, 2018.

SMANIOTTO, T. A. S.; RESENDE, O.; OLIVEIRA, D. E. C.; SOUSA, K. A.; CAMPOS, R. C. Isotermas e calor latente de dessecção dos grãos de milho da cultivar AG 7088. **Revista Brasileira de milho e sorgo**. v. 11, n. 3, p. 312-322, 2012.

SMIDERLE, O. J.; CICERO, S. M. Tratamento inseticida e qualidade de sementes de milho durante o armazenamento. **Scientia Agrícola**. v. 56, n. 4, p. 1245-1254, 1999.

SOLANKI, M. K.; ABDELFAH, A.; SADHASIVAM, S.; ZAKIN, V.; WISNIEWSKI, M.; DROBY, S.; SIONOV, E. Microbiota Analysis Associated with Stored Wheat Grain Reveals Biocontrol Activity Among Microorganisms Against Mycotoxigenic Fungi. **Journal of Fungi**. v. 7, ed. 9, p. 1-16, 2021.

SOUZA, E. P.; MOSCATO, B. S.; PERINO, F. H. B.; FREITAS, P. G. N.; BLUMER, S.; CARDOSO, A. I. I.; BONINI, C. S. B. Doses de extrato de própolis no controle do fungo *Aspergillus* sp. e no tratamento de sementes de pepino. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**. v. 11, n. 4, p. 360-364, 2017.

SOUZA, E. P.; PERINO, F. H. B.; MOSCATO, B. S.; FREITAS, P. G. N.; BLUMER, S.; CARDOSO, A. I. I.; BONINI, C. S. B.; NETO, A. B. Extrato de própolis no controle do *penicillium* sp. e na qualidade de sementes de couve-flor. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**. v. 11, n. 2, p. 135-141, 2017.

STANICKA, K.; DOBRUCKA, R.; WOZNIAK, M.; SIP, A.; MAJKA, J.; KOZAK, W.; RATAJCZAK, I. The Effect of Chitosan Type on Biological and Physicochemical Properties of Films with Propolis Extract. **Polymers**. v. 13, ed. 22, p. 1-14, 2021.

SZABÓ, O.; PISARCIK, M.; HREVUSOVÁ, Z.; HAKL, J. Seed treatment potential for the improvement of lucerne seed performance and early field growth. **Agronomy**. v. 13, ed. 10, p. 1-12, 2023.

TRICA, B.; ENACHE, A.; OANCEA, F. Techno-economic analysis for the coating of seeds with sodium alginate plasticized by glycerol using the wurster fluid-bed bottom spray process. **Chemistry Proceedings**. v. 13, n. 1, p. 1-9, 2023.

USDA - United States Department of Agriculture. **Produção mundial de milho por país (em milhões de toneladas) em 2023**. Disponível em: <https://agroadvance.com.br/blog-5-maiores-produtores-de-milho-do-mundo/>. Acesso em: 14 de jan. 2024.

VIEIRA, G. H. C.; DARDANI, P.; ANDRADE, W. P.; BARBOSA, C. A. F. Efeitos do extrato de própolis sobre a qualidade sanitária e fisiológica de sementes de feijão. Resumos do III Seminário de Agroecologia de MS. **Revista Brasileira de Agroecologia**. v. 15, n. 1, p. 1-4, 2010.

WATERHOUSE, A. Folin-ciocalteau micro method for total phenol in wine. **American Journal of Enology and Viticulture**. p. 3-5, 2006.

YANG, W.; SHEN, P.; YE, Z.; ZHU, Z.; XU, C.; LIU, Y.; MEI, L. Adversarial training collaborating multi-path context feature aggregation network for maize disease density prediction. **Processes**. v. 11, ed. 4, p. 1-12, 2023.

ZAMPINI, I. C.; SALAS, A. L.; MALDONADO, L. M.; SIMIRGIOTIS, M. J.; ISLA, M. I. Propolis from the Monte Region in Argentina: A Potential Phytotherapeutic and Food Functional Ingredient. **Metabolites**. vol. 11, ed. 7, p. 76, 2021.

ZHANG, C.; TIAN, Y.; YANG, A.; TAN, W.; LIU, X.; YANG, W. Antitumor Effect of Poplar Propolis on Human Cutaneous Squamous Cell Carcinoma A431 Cells. **Int. J. Molecular Science**. v. 24, ed. 23, p. 1-24, 2023.

ZHANG, K.; KHAN, Z.; YU, Q.; QU, Z.; LIU, J.; LUO, T.; ZHU, K.; BI, J.; HU, L.; LUO, L. Biochar Coating Is a Sustainable and Economical Approach to Promote Seed Coating Technology, Seed Germination, Plant Performance, and Soil Health. **Plants**. v. 11, ed. 21, p. 1-23, 2022.

ZHANG, Q.; LIU, H.; WU, X.; WANG, W. Identification of drought tolerant mechanisms in a drought-tolerant maize mutant based on physiological, biochemical and transcriptomic analyses. **Journal BMC Plant Biology**. v. 20, ed. 1, p. 1-14, 2020.

ZICARELLI, F.; SARUBBI, F.; IOMMELLI, P.; GROSS, M.; LOTITO, D.; TUDISCO, R.; INFASCELLI, F.; MUSCO, N.; LOMBARDI, P. Nutritional characteristics of corn silage produced in Campania Region Estimate by Near Infrared Spectroscopy (NIRS). **Agronomy**. v. 13, ed. 3, p. 1-9, 2023.