



République Algérienne Démocratique et Populaire
Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem
Faculté Des Sciences de La Nature et de La Vie
Département de Biologie



UNIVERSITÉ
Abdelhamid Ibn Badis
MOSTAGANEM

Mémoire

Présenté pour l'obtention du diplôme de
MASTER EN SCIENCE BIOLOGIQUE

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Par

BRAHIMI Mohamed, BENDEHIBA Marwa
& ELBECHIR Ibrahim

Thème :

Evaluation des propriétés antifongiques de la gomme d'acacia et de la propolis en qualité de bio-conservateurs pour les fraises

Réaliser auserin de :

Laboratoire de recherche – Technologie alimentaire et nutrition

Soutenu le Samedi 29 juin 2024 devant le jury composé de :

Président	AIT SAADA Djamel	MCA	Université de Mostaganem
Encadrant	MENAD Najett	MCA	Université de Mostaganem
Examineur	AIT CHABANE Ouiza	MCA	Université de Mostaganem
Co-encadrant	MOGHTET Snoussi	MCA	Université de Mostaganem

Année Universitaire : 2023/2024

Remerciements

Nous exprimons notre profonde gratitude au Tout-Puissant Allah, qui nous a accordé la force, la foi et la guidance tout au long de notre travail.

*Nous tenons à remercier sincèrement notre encadrant, **Mme Menad Najett**, ainsi que notre co-encadrant, **Mr Moghtet Snoussi**, pour leur précieuse orientation et leurs conseils avisés.*

*Nous adressons nos plus vifs remerciements aux honorables membres du jury, **Mr. Ait Saada Djamel** et **Mme Ait Chabane Ouiza**, qui ont accepté de juger ce modeste travail. Leur aide et leur contribution ont été inestimables. Nos remerciements vont à **Mr. Ait Saada Djamel**. pour nous avoir donné un accès ouvert et sans limite au sein de son laboratoire de technologie alimentaire et nutrition, et pour nous avoir constamment encouragé dans notre recherche.*

*Un remerciement spécial à **Mr. Hamoum Hakim**, ami et professeur, pour son soutien et ses précieuses orientations durant notre cursus universitaire.*

*Une attention particulière à notre camarade **Mlle Hafsa Boudani** pour son aide et son dévouement.*

Enfin, nous exprimons notre profonde reconnaissance à tous nos enseignants du département de biologie, spécialement la faculté SNV ex ITA

Merci à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce projet.

Mohamed, Marwa et Ibrahim

Dédicace

*Je dédie ce mémoire à mes chers parents **Mohamed** et **Adika** qui ont toujours été à mes côtés et m'ont toujours soutenu tout au long de ces longues années d'études. En signe de reconnaissance, qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude pour tous les efforts et les moyens qu'ils ont consentis pour me voir réussir dans mes études.*

*À mes frères, **Malek** et **Hamza Maysour**.*

*À mes amis, **Mohamed** et **Marwa** qui m'ont toujours encouragé.*

À toute la promotion Microbiologie appliquée 2022-2024.

À mes enseignants, sans exception, pour leurs efforts visant à m'assurer une formation solide qui m'a permis de devenir ce que je suis.

*À ma sœur aînée, **Amina**, je tiens à exprimer ma profonde gratitude pour toutes les années de soutien et d'amour inconditionnel. Chaque instant passé ensemble demeure gravé dans ma mémoire. Aujourd'hui, j'atteins une nouvelle étape de ma vie sans ta présence, et j'aurais tant voulu que tu sois à mes côtés. Cependant, le destin en a décidé autrement. Que la paix soit en ton âme*

Ibrahim

Dédicace

Louange à Dieu seul

*Ce modeste travail est dédié spécialement à l'âme de ma mère **Farida** ; que Dieu ait son âme et l'accueille dans Son vaste paradis. J'aurais souhaité ta présence aujourd'hui, j'aurais souhaité voir la fierté dans tes yeux. Je te dédie ce succès avec toutes ses belles significations, chaque moment de fatigue et d'effort est pour toi*

*À mon cher père **Habib** : merci pour tous les sacrifices que tu as faits et que tu continues de faire pour nous. Tu es mon modèle et ma source de force, et tes prières sont la clé de mon succès*

À vous, mes parents, je dis merci d'avoir fait de moi celle que je suis aujourd'hui. Aucune dédicace ne pourra exprimer mes respects, mes considérations, et ma grande admiration pour vous. Que ce travail témoigne de mon affection et de mon profond amour.

Merci à moi-même pour les sacrifices, pour tout ce que j'ai apporté. La foi en Dieu et la confiance en soi ont été la clé de mon succès.

*À mes chers frères **Mohammed Abdelilah, Youssef, Mariam Ritaaj**, je vous dédie cette réussite et je vous remercie pour votre soutien constant. Vous êtes ma force, et ma joie n'est complète qu'avec vous.*

*À ma deuxième famille et à mes amis chers depuis le lycée jusqu'à la fin de l'université : **Nour El-Mustafa, Hadeel, Senia, Nadjet, Touta, Wafaa, Hanaa...** Merci du fond du cœur. Vous êtes la lumière dans ma vie et les compagnons du chemin. Merci pour votre soutien et vos encouragements dans les moments difficiles. Que Dieu vous récompense pour tous vos bienfaits.*

*Je souhaite également féliciter et remercier chaleureusement mes compagnons de route dans ce parcours, **Ibrahim et Mohamed**. Vous avez toujours été un soutien et un pilier pour moi à chaque étape.*

Enfin, un grand merci à tous ceux qui ont contribué à mon soutien et à mon encouragement, et à tous ceux qui sont restés à mes côtés dans les moments de défi et de désespoir. Grâce à Allah et grâce à vous tous, cet accomplissement remarquable a été possible.

Que Dieu nous guide tous vers encore plus de succès et de réussite.

Marwa

Dédicace

Au nom d'Allah, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux.

*Je dédie ce mémoire à ma famille, en particulier à mes parents **Hocine** et **Fatma-zohra**, pour leur amour et leur soutien indéfectibles. À mes sœurs **Mounia** et **Khaloudja**, qu'Allah facilite leur chemin et les guide vers la réussite. À mon frère **Amar** pour qui j'espère un avenir éclairé par la lumière et le savoir.*

*À mes grands-parents, , **Mohamed** dont j'ai l'honneur d'hériter le nom et **Benyoucef FARSI**, paix à leurs âmes, à qui je rends hommage et exprime toute ma gratitude.*

Qu'Allah vous garde et vous protège avec sa sagesse infinie.

*Je dédie également ce mémoire à mes amis, cette grande famille qui m'a accompagné tout au long de ce parcours. Une attention particulière à mes compagnons de travail, **Ibrahim** et **Marwa**, dont je salue la présence constante et l'abnégation.*

Une pensée affectueuse à mes amis d'université, à qui je souhaite réussites et bonheur. Ma reconnaissance à mes professeurs, plus particulièrement ceux du département de biologie, dont le sérieux et la considération ont contribué pleinement à notre réussite.

Enfin, je dédie ce mémoire à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Qu'Allah vous récompense pour votre soutien et votre aide inestimable.

Mohamed

Résumé

Cette étude explore l'effet des enrobages à base de gomme d'acacia et de propolis sur la bioconservation des fraises, une question cruciale pour la réduction des pertes alimentaires et l'amélioration de la qualité des produits frais. À travers une série d'expériences, les fraises ont été traitées avec différents pourcentages de gomme d'acacia et de propolis, et leur état a été observé sur une période de sept jours. Les résultats montrent que les mélanges de gomme d'acacia et de propolis sont plus efficaces pour inhiber la croissance fongique et maintenir la qualité des fraises que les enrobages individuels. En particulier, la combinaison 50% gomme d'acacia et 50% propolis a démontré une efficacité supérieure en termes de réduction de la moisissure et de préservation de la fermeté et de l'apparence des fruits. Une évaluation antifongique détaillée a révélé que cette combinaison réduit de manière significative la croissance de plusieurs espèces fongiques, notamment *Aspergillus*, *Penicillium* et *Botrytis*. Ces résultats suggèrent que l'utilisation de ces biopolymères naturels pourrait offrir une solution durable pour prolonger la durée de conservation des fraises.

Mots clés : Bio-conservation ; Fraises ; Gomme d'acacia ; Propolis ; Activité antifongique.

Abstract

This study explores the effect of coatings based on acacia gum and propolis on the preservation of strawberries, a crucial issue for reducing food waste and improving the quality of fresh produce. Through a series of experiments, strawberries were treated with different percentages of acacia gum and propolis, and their condition was observed over a seven-day period. The results show that the mixtures of acacia gum and propolis are more effective in inhibiting fungal growth and maintaining the quality of strawberries than individual coatings. In particular, the combination of 50% acacia gum and 50% propolis demonstrated superior efficacy in reducing mold and preserving the firmness and appearance of the fruits. A detailed antifungal evaluation revealed that this combination significantly reduces the growth of several fungal species, including *Aspergillus*, *Penicillium*, and *Botrytis*. These results suggest that the use of these natural biopolymers could offer a sustainable solution to prolong the shelf life of strawberries.

Keywords: Bio-conservation; Strawberries; Acacia gum; Propolis; Antifungal activity.

الملخص

أظهرت هذه الدراسة تأثير المحاليل القائمة على صمغ الأكاسيا والبروبوليس على حفظ الفراولة، وهي قضية حاسمة للحد من هدر الطعام وتحسين جودة المنتجات الطازجة. من خلال سلسلة من التجارب، تمت معالجة الفراولة بنسب مختلفة من صمغ الأكاسيا والبروبوليس، وتمت ملاحظة حالتها على مدار فترة سبعة أيام. أظهرت النتائج أن خلطات صمغ الأكاسيا والبروبوليس أكثر فعالية في تثبيط نمو الفطريات والحفاظ على جودة الفراولة مقارنةً بالطلاءات الفردية. على وجه الخصوص، أثبت مزيج 50% من صمغ الأكاسيا و50% من البروبوليس فعالية فائقة في تقليل العفن والحفاظ على صلابة ومظهر الفاكهة. كشف تقييم مفصل للنشاط المضاد للفطريات أن هذا المزيج يقلل بشكل كبير من نمو عدة أنواع فطرية، بما في ذلك *Aspergillus* و *Penicillium* و *Botrytis*. تشير هذه النتائج إلى أن استخدام هذه البوليمرات الطبيعية يمكن أن يقدم حلاً مستدامًا لإطالة مدة صلاحية الفراولة.

الكلمات المفتاحية: الحفظ البيولوجي؛ الفراولة؛ صمغ الأكاسيا؛ البروبوليس؛ النشاط المضاد للفطريات.

Liste des figures

Figure 1 : Résine sur un bourgeon du peuplier baumier	05
Figure 2 : Propolis brute.....	06
Figure 3 : Répartition naturelle des six espèces d' <i>Acacia</i>	10
Figure 4 : Répartition géographique de l' <i>A. arabica</i> et l' <i>A. raddiana</i> en Algérie.....	10
Figure 5 : Les classes de Mycètes.....	15
Figure 6 : Schéma de la morphologie du genre <i>Aspergillus</i>	17
Figure 7 : Schéma de la morphologie du genre <i>Penicillium</i>	17
Figure 8 : Schéma de la morphologie du genre <i>Alternaria</i>	18
Figure 9 : Schéma de la morphologie du genre espèce <i>Botrytis cinerea</i>	20
Figure 10 : Schéma de la morphologie du genre <i>Mucor.sp.</i>	21
Figure 11 : Présentation des échantillons utilisé.....	23
Figure 12 : Les cinq solutions d'enrobage	24
Figure 13 : Les fraises sélectionnées et classées en quatre séries distinctes	25
Figure 14 : Isolement des champignons à partir des fraises.....	29
Figure 15 : Pourcentage de la dominance des isolats fongiques.....	30
Figure 16 : résultat macroscopique de la purification des isolats fongiques.....	30
Figure 17 : résultat microscopique de la purification des isolats fongiques.....	31
Figure 18 : Activité antifongique d' <i>Aspergillus.sp</i>	33
Figure 19 : Activité antifongique <i>Mucor.sp.</i>	33
Figure 20 : Activité antifongique d' <i>Alternaria.sp.</i>	34
Figure 21 : Activité antifongique <i>Penicillium.sp.</i>	34
Figure 22 : Activité antifongique <i>Botrytis.sp.</i>	35
Figure 23 : Pourcentage de l'évaluation de l'activité antifongique sur les isolats fongique...37	
Figure 24 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 1).....	39
Figure 25 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 2).....	41
Figure 26 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 3).....	42
Figure 27 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 4).....	44

Liste des tableaux

Tableau 1 : La composition brute de la propolis.....	07
Tableau 2 : Taxonomie de l'Acacia.....	11
Tableau 3 : Caractéristiques des principaux embranchements des mycètes.....	15
Tableau 4 : la Dominance des espèces fongiques.....	29
Tableau 5 : Légende des résultats de l'activité antifongique.....	35
Tableau 6 : Résultats de l'évaluation de l'activité antifongique.....	36
Tableau 7 : Légende des résultats de l'activité antifongique.....	37
Tableau 8 : Description des résultats de l'enrobage de la première série. (Série 1).....	39
Tableau 9 : Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Série 1).....	40
Tableau 10 : Description des résultats de l'enrobage de la deuxième série. (Série 2).....	40
Tableau 11 : Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Série 2).....	41
Tableau 12 : Description des résultats de l'enrobage de la troisième série. (Série 3).....	42
Tableau 13 : Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Serie 3).....	43
Tableau 14 : Description des résultats de l'enrobage de la quatrième série. (Série 4).....	43
Tableau 15 : Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Série 4).....	44

Table des matières

Table des matières.....	III
Liste des figures	IV
Liste des tableaux	V
Résumé	VI
Introduction	1

Chapitre I: Revue Bibliographique

I.1.	Méthodes de stockage et de conservation des fruits	03
I.1.1.	Généralité	03
I.1.2.	Les principales techniques de conservation par le froid.....	03
I.1.2.1.	Réfrigération.....	03
I.1.2.2.	Congélation.....	03
I.1.2.3.	Surgélation.....	04
I.1.2.4.	Le séchage.....	04
I.2.	Généralité sur la propolis et la gomme d'acacia	04
I.2.1.	La Propolis.....	04
I.2.1.1.	Histoire.....	04
I.2.1.2.	Définition.....	05
I.2.1.3.	Origine et composition.....	06
I.2.1.4.	Classification.....	08
I.2.1.5.	L'activité Biologique.....	08
I.2.1.5.1.	Propriétés pharmacologiques.....	08
I.2.1.5.2.	Activité antifongique.....	08
I.2.2.	La gomme d'acacia.....	09
I.2.2.1.	Histoire.....	09
I.2.2.2.	Origine des Acacias.....	09
I.2.2.3.	Répartition du genre Acacia.....	10
I.2.2.4.	Taxonomie.....	11
I.2.2.5.	Intérêt et applications de l'Acacia	11
I.2.2.5.1.	Ecologique	11
I.2.2.5.2.	Fertilité des sols	11

I.2.2.5.3.	Agroalimentaire.....	11
I.2.2.6.	Utilisation en Gomme.....	12
I.2.2.6.1.	Gomme arabique.....	12
I.3.	Les Fraises et les Champignons	13
I.3.1.	Les fraises.....	13
I.3.1.1.	Histoire et l'origine de la fraise.....	13
I.3.1.2	Composition nutritionnelle.....	13
I.3.1.3.	La production de fraise.....	13
I.3.1.3.1.	La production de la fraise dans le monde.....	13
I.3.1.3.2.	La production de la fraise en Algérie.....	14
I.3.2.	Les champignons.....	14
I.3.2.1.	Classification.....	14
I.3.2.2.	Morphologie et structure.....	15
I.3.3.	Le genre Aspergillus.....	16
I.3.3.1.	Critères d'identification.....	16
I.3.3.1.1.	Macroscopiques.....	16
I.3.3.1.2.	Microscopique	16
I.3.4.	Le genre Penicillium	17
I.3.4.1.	Critères d'identification	18
I.3.4.1.1.	Macroscopiques	18
I.3.4.1.2.	Microscopique	18
I.3.5.	Le genre Alternaria.....	19
I.3.5.1.	Critères d'identification.....	20
I.3.5.1.1.	Macroscopiques.....	20
I.3.5.1.2	Microscopique.....	20
I.3.6.	Le genre espèce Botrytis cinerea.....	20
I.3.7.	Le genre Mucor.....	20
I.3.7.1.	Identification macroscopique.....	20
I.3.7.2.	Identification microscopique	20

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1.	Echantillonnage	23
II.1.1.	Gomme d'acacia.....	23

II.1.2.	La propolis.....	23
II.1.3.	Les fraises.....	23
II.2.	Préparation des solutions d'enrobage	23
II.3.	Isolement et purification des moisissures à partir des fraise.....	24
II.3.1.	Isolement.....	24
II.3.2.	Dominance des isolats fongiques.....	24
II.3.2.	Purification.....	24
II.3.3.	Identification des isolats	25
II.3.3.1.	Identification macroscopique et microscopique	25
II.4.	Evaluation de l'activité antifongique.....	26
II.4.1.	Préparation des milieux de cultures spécifiques.....	25
II.4.2.	Ensemencement des isolats fongiques	25
II.4.3.	Lecture des résultats	25
II.5.	Evaluation de l'efficacité d'enrobage par la GA et la propolis.....	26
II.5.1.	Préparation des lots de fraises.....	26
II.5.2.	Enrobage des fraises	26

Chapitre III : Résultats et discussions

III.1.1.	Isolement et purification des moisissures à partir des fraises.....	29
III.1.1.1.	Isolement	29
III.2.	Purification et identification des isolats	30
II.2.1.	Identification macroscopique et microscopique	30
III.3.	Evaluation de l'activité antifongique	33
III.3.1.	Résultats d'ensemencement des souches fongiques	33
III.3.1.2.	Résultats de l'évaluation de l'activité antifongique.....	36
III.4.	Efficacité d'enrobage	38
II.4.1.	Résultats de l'efficacité d'enrobage.....	38
Conclusion		47
Références Bibliographique.....		49
Annexe		66

Liste des abréviations

GA, E414 : Gomme Arabique.

CYA : Czapek Yeast Autolysate Agar.

MEA : Malt Extract Agar.

ISO : International Organization for Standardization.

PDA: Potato Dextrose Agar.

CMP : Chloramphenicol.

P I C D % : Pourcentage d'inhibition de la croissance diamétrale.

Introduction

Introduction

La conservation des fruits frais, en particulier des fraises, est un défi majeur en raison de leur sensibilité à la contamination fongique, qui entraîne souvent des pertes importantes (**Carocho et al., 2020**). Traditionnellement, des conservateurs chimiques sont utilisés pour prolonger la durée de vie des produits frais. Cependant, la demande croissante pour des solutions naturelles et respectueuses de l'environnement pousse les chercheurs à explorer des alternatives biologiques (**Meng et al., 2020**).

Parmi les nombreuses options disponibles, la gomme d'acacia et la propolis ont attiré l'attention pour leurs propriétés antifongiques potentielles (**Trzciński et al., 2021**). La gomme d'acacia, une exsudation naturelle des arbres du genre *Acacia*, est reconnue pour ses propriétés filmogènes et ses applications en tant qu'agent de texture et stabilisateur (**El-Deeb et al., 2021**). De plus, des études ont montré que la gomme d'acacia possède des propriétés antimicrobiennes qui pourraient être utiles dans la conservation des aliments (**Hassan et Salama, 2018**).

D'autre part, la propolis, une résine récoltée par les abeilles à partir de diverses sources botaniques, est riche en flavonoïdes et autres composés phénoliques qui confèrent des propriétés antifongiques robustes. Les études ont démontré que la propolis peut inhiber efficacement la croissance des champignons pathogènes sur les fruits, y compris les fraises .

L'hypothèse de ce mémoire est que l'association de la gomme d'acacia et de la propolis pourrait offrir un effet synergique, renforçant les propriétés antifongiques et prolongeant ainsi la durée de conservation des fraises . Cette synergie pourrait permettre de réduire la quantité de chaque agent nécessaire pour obtenir un effet conservateur optimal, minimisant ainsi les impacts sensoriels et économiques (**Otoni et al., 2017**).

Ce travail vise à évaluer les propriétés antifongiques de la gomme d'acacia et de la propolis lorsqu'elles sont utilisées ensemble comme bioconservateur pour les fraises. Les objectifs spécifiques incluent l'analyse de l'efficacité antifongique combinée, l'impact sur les qualités organoleptiques des fraises et l'évaluation de la durée de conservation prolongée .

Chapitre I :
Revue Bibliographique

I. Revue Bibliographique

I.1. Méthodes de stockage et de conservation des fruits

I.1.1. Généralité :

La conservation est une méthode visant à maintenir un état existant ou à prévenir une altération susceptible d'être causée par différents facteurs : chimiques tels que l'oxydation, physiques tels que la température et la lumière, et biologiques comme les micro-organismes.

La conservation au froid, une technique qui s'est popularisée au début du XX^{ème} siècle, se divise en deux formes : la réfrigération et la congélation/surgélation. Cette méthode agit en ralentissant, voire en arrêtant complètement, la multiplication des parasites et la prolifération des microorganismes pendant une période plus ou moins prolongée, selon le type de fruits (Rosset *et al.*, 2009).

I.1.2. Les principales techniques de conservation par le froid :

I.1.2.1. Réfrigération :

La réfrigération fait référence à des températures de stockage basses mais supérieures à 0°C, également connues sous le terme de "froid positif" (Jentet, 2006). Cette méthode utilise des températures positives, allant de 0°C à +8°C, pour arrêter le développement des bactéries par le stockage des denrées alimentaires. Elle retarde la détérioration de la qualité des aliments périssables sur une période allant de quelques jours à quelques semaines voire quelques mois, prolongeant ainsi leur période de consommation ou de distribution. La capacité de la réfrigération à prévenir toute dégradation varie d'une variété à une autre (Jentet, 2006).

Par ailleurs, il est essentiel de manipuler les denrées alimentaires en respectant les règles d'hygiène universelles. Maintenir une température entre 4°C et 8°C diminue l'action des bactéries ainsi que celle des enzymes présentes dans les aliments, responsables du brunissement (Jentet, 2006).

I.1.2.2. Congélation :

La congélation, tout comme la réfrigération, implique une baisse de la température afin de prolonger la durée de conservation des aliments. La formation de cristaux de glace à l'intérieur des aliments constitue la différence essentielle entre ces deux procédés. La congélation est un terme général désignant le passage de l'eau liquide à l'état solide (glace), ainsi que le maintien du produit à une température négative. Cette opération se déroule dans une plage de température allant de 0 °C à -18°C, correspondant généralement aux conditions des congélateurs procédés (Cheftel, 1976).

La vitesse de refroidissement peut être soit graduelle soit rapide. Dans le cas d'une congélation rapide, peu de cristaux de glace se forment, préservant ainsi l'intégrité des tissus cellulaires. Cette méthode permet de conserver les aliments pendant plusieurs années, à condition de ne pas interrompre le processus. En général, les températures observées lors de la congélation sont comprises entre -15 °C et -18 °C procédés (Cheftel, 1976).

I.1.2.3. Surgélation :

La surgélation consiste à appliquer des températures inférieures à -18°C, pouvant descendre jusqu'à -40°C ou plus, pour stopper toute activité microbienne et enzymatique. Cette technique industrielle refroidit rapidement les aliments à des températures de -30°C à -50°C, formant des microcristaux d'eau qui évitent les altérations lors du réchauffement. Elle est utilisée pour divers produits alimentaires périssables, et nécessite le maintien de la chaîne du froid. La surgélation garantit que les produits sont congelés rapidement à une température égale ou inférieure à -18°C (Roux et Jean, 1994).

I.1.2.4. Le séchage :

Le processus de séchage, une technique ancestrale de préservation des denrées alimentaires, réduit l'activité de l'eau à moins de 0,5, préservant ainsi les aliments et influençant grandement leur qualité finale (Bonazzi et Bimbenet, 2003). Cette méthode, utilisée tant dans le milieu rural que dans l'industrie agroalimentaire, réduit les bactéries, les champignons et les enzymes, tout en conservant saveur et valeur nutritionnelle. Les aliments ainsi séchés peuvent être stockés pendant plusieurs mois, présentant l'avantage d'un poids réduit et d'une facilité de transport (Perino et Chemat, 2015). Ce processus, qui combine transfert de masse et de chaleur, offre de nombreux avantages, dont la conservation des aliments, la réduction de volume et de masse, et la création de produits spécifiques (Perino et Chemat, 2015). L'optimisation du séchage vise à minimiser la consommation d'énergie tout en préservant la qualité biologique des produits (Bonazzi et Bimbenet, 2008).

I.2. Généralité sur la propolis et la gomme d'acacia

I.2.1. La Propolis :

I.2.1.1. Histoire :

La propolis, une résine récoltée par les abeilles, a été utilisée pour ses propriétés curatives depuis l'Antiquité. Les Grecs anciens, notamment Aristote, la recommandaient pour traiter diverses affections cutanées comme les plaies et les abcès, et comme désinfectant buccal. Ces usages se sont poursuivis au Moyen Âge et ont été adoptés par les médecins arabes (Machado *et al.*, 2017)

En Égypte antique, la propolis jouait un rôle essentiel dans les recettes de momification pour ses propriétés conservatrices et anti-putréfaction . Les Incas l'utilisaient pour traiter les infections, notamment en cas de fièvre, tandis que les Anglais du XVIIIe siècle, en raison de ressources médicales limitées, l'ont adoptée pour soigner les blessures (**Golder ,2014**).

Avec les avancées chimiques modernes, l'usage de la propolis a décliné mais elle reste populaire en médecine traditionnelle pour traiter les affections cutanées. Aujourd'hui, elle est disponible sous diverses formes comme des gélules, des extraits, des bains de bouche, des pastilles pour la gorge, des pommades, des emplâtres, des lotions et des poudres (**Martinotti et al .,2015**).

I.2.1.2. Définition :

La propolis est une substance visqueuse et collante, variant en couleur du jaune clair au noir, voire au vert et au brun, élaborée par les abeilles à partir de résines naturelles (**Fig. 1**) (**Philippe, 1993**). Le terme "propolis" trouve son origine dans le grec, où "*pro*" signifie "devant" et "*polis*" signifie "ville". Ainsi, la phrase peut être interprétée comme "substance défensive de la ruche" (**Anjum et al., 2019**).

Les abeilles collectent la résine présente sur les bourgeons, les jeunes rameaux et les blessures de certains arbres et arbustes dans le but de se protéger contre les attaques de micro-organismes et d'insectes, agissant ainsi comme un répulsif. En mélangeant cette résine avec de la cire et des enzymes sécrétées par leur système glandulaire, elles produisent une sorte de glu connue sous le nom de propolis (**Bogdanov, 2012**).



Figure 1 : Résine sur un bourgeon du peuplier baumier .

<http://www.repertoirequebecnature.com>

I.2.1.3. Origine et composition :

Les abeilles, doivent leur extraordinaire pérennité à leur capacité à exploiter des ressources naturelles pour contrer diverses maladies et parasites. Ces insectes récoltent une résine provenant de bourgeons, jeunes rameaux et blessures d'arbres et arbustes, élaborée pour les défendre contre les attaques de micro-organismes et d'insectes, agissant comme un répulsif. En mélangeant cette résine avec de la cire et des enzymes sécrétées par leur système glandulaire, elles produisent une substance collante appelée propolis (**Fig. 2**). La collecte de cette résine s'effectue lorsque la température avoisine les 18–20 °C, suivie d'une modification avant son utilisation dans la ruche pour colmater les trous, assurant ainsi une étanchéité parfaite et une asepsie efficace (**Bogdanov ,2010**).



Figure 2 : Propolis brute

<https://laplateformedumiel.fr/propolis-brute/>

La propolis se décline en plusieurs types, influencés par la zone géographique de la ruche, la végétation présente, la disponibilité saisonnière des végétaux et l'espèce d'abeille. Cette diversité se reflète dans la palette de couleurs, allant du jaune ambre au brun foncé, en passant par des variétés qualifiées de vertes ou de rouges. L'abeille collecte sa résine dans son écosystème, et c'est de cet environnement que dépend la composition spécifique de la propolis (**Burdock ,1998**).

La propolis, une substance complexe et multifacette, tire ses composants de trois sources distinctes :

Tout d'abord, du **règne végétal**, où les abeilles collectent des exsudats végétaux issus de diverses essences d'arbres telles que conifères, bouleau, châtaignier, pin, sapin, érable, ainsi que des substances lipophiles provenant des plaies végétales, des résines ou des gommés, les peupliers étant particulièrement notables comme source principale (**Bankova et al., 2000**).

Ensuite, du **règne animal**, avec les abeilles qui sécrètent des substances telles que la cire et la salive, ajoutant ainsi leur empreinte aux caractéristiques de la propolis. Enfin, des **matières accessoires**, telles que le pollen, le nectar ou le miel, qui sont intégrées lors du processus de production de la propolis (Al Marghitas *et al.*, 2013).

Cette composition, sujette à des variations notables, dépend de divers facteurs tels que la ruche, la région, le moment de la collecte, la géographie, l'altitude, le type de collecteur et la disponibilité alimentaire. La provenance géographique exerce également une influence significative sur les caractéristiques de la propolis (Orhan *et al.*, 1999).

Avant toute procédure de purification, la propolis se présente de manière générale avec des pourcentages approximatifs, comprenant des huiles volatiles (5 à 10%), des acides aromatiques (5 à 10%), des cires (30 à 40%), des résines (50 à 55%), ainsi que des baumes et grains de pollen (5%). Ces éléments renferment des éléments essentiels tels que le magnésium, le nickel, le calcium, le fer et le zinc. À ce jour, plus de 300 composés, notamment des flavonoïdes élaborés pendant la photosynthèse, des acides organiques, des polyphénols accompagnés d'acides et d'esters phénoliques, d'aldéhydes phénoliques et de cétones, ont été répertoriés (Toreti *et al.*, 2013 ; Cuvillier, 2015).

La propolis bénéficie d'un avantage distinct en tant qu'agent antimicrobien grâce à sa composition chimique diversifiée et à la présence de nombreux principes actifs, présentés dans des proportions variées. Cette diversité entrave efficacement le développement de la résistance bactérienne, renforçant ainsi l'efficacité de la propolis dans la lutte contre les micro-organismes. (Pamplona-Zomenhane *et al.*, 2011) ; (Tableau 1).

Tableau 1 : La composition brute de la propolis (Pamplona-Zomenhane *et al.*, 2011).

Composition en ordre	Composition par groupes	Quantité
Résines et baumes	Flavonoïdes, acides phénoliques +esters.	45-55%
Cire et acides gras	La cire d'abeille et des plantes.	25-35%
Huiles essentielles volatiles	Anéthol et eugénol +++	10%
Pollen	Protéines (6 acides aminées libres >10%) Arginine et Proline jusqu'à 45% du totale	5%
Autre composés organiques et substances minérales diverses	Cétones, lactones quinones, stéroïdes, acides benzoïques, vitamines A/B, sucres ; 14 traces de minéraux, silice et zinc sont les plus connus.	5%

I.2.1.4. Classification :

La classification de la propolis est un domaine complexe qui tient compte de divers facteurs, notamment sa composition chimique, son origine géographique, et les plantes sources.

Sur le plan géographique, elle peut être classée en propolis européenne, brésilienne, chinoise, entre autres, reflétant la diversité des plantes disponibles dans chaque région. Une autre approche de classification repose sur les plantes sources, déterminant si la propolis provient principalement du peuplier, du bouleau, du châtaignier, etc. La couleur, allant du jaune clair au brun foncé, et les propriétés apithérapeutiques peuvent également être des critères de classification. Cette diversité illustre la complexité de la propolis et son potentiel varié en termes d'applications médicales. (**Cardinault et al., 2012**).

I.2.1.5. L'activité Biologique :

I.2.1.5.1. Propriétés pharmacologiques :

La propolis, utilisée depuis des millénaires, est reconnue pour ses nombreux bienfaits pour la santé. Au cours des cinquante dernières années, la littérature scientifique a confirmé une gamme de propriétés pharmacologiques, y compris des effets antibactériens, antiviraux et anti-inflammatoires (**Burdock, 1998 ; Banskota et al., 2001**).

I.2.1.5.2. Activité antifongique :

La propolis possède des propriétés antifongiques étendues, efficaces contre divers germes pathogènes fongiques. Elle démontre une activité significative contre les genres *Aspergillus*, et *Microsporium* (**Dobrowolski, 1991 ; Özcan, 2004**). Elle est également active contre les levures comme *Candida* (**Dalben-Dota et al., 2010**). Des études in vitro révèlent qu'elle stimule l'activité fongicide des macrophages contre des souches mycosiques sud-américaines (**Murad et al., 2002**).

La propolis est efficace contre *Trichophyton*, responsable de dermatophytoses (**Buchta et al., 2011**). Les extraits de propolis tchèque et slovaque présentent une activité inhibitrice plus élevée que les échantillons bruts, particulièrement l'extrait dans l'éther de pétrole, avec une concentration minimale inhibitrice variant entre 16 et 64 µg/mL. Le genre *Aspergillus*, responsable d'aspergillose, est également sensible aux extraits de propolis. Par exemple, une concentration en extrait éthanolique de 0,0312 g/dL a un effet partiel sur *Aspergillus fumigatus*, tandis qu'une concentration de 0,125 g/dL est active sur *Aspergillus niger* (**Diba et al., 2010**). Un extrait à 2% montre une activité contre *Aspergillus parasiticus* (**Özcan, 2004**).

Les champignons *Microsporium gypseum* et *Microsporium canis*, causant des infections cutanées et transmissibles à l'homme, sont également sensibles à la propolis, bien que cette sensibilité diminue à des concentrations élevées (**Netíková et al., 2013**). Dans le secteur

alimentaire, l'extrait de propolis inhibe la croissance de moisissures comme *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus parasiticus*, *Botrytis cinerea*, et *Penicillium digitatum*, toutes responsables de la détérioration des aliments (Cafarchia et al., 1999).

I.2.2. La gomme d'acacia

I.2.2.1. Histoire :

Acacia, vaste et diversifié, abrite quelque 15 000 espèces de plantes herbacées, s'étendant de manière prolifique dans des zones sub-montagneuses, arides ou subarides. L'émergence du genre Acacia remonte à 1754, lorsque le botaniste Philip Miller décrit pour la première fois cette catégorie, en se basant sur *A. nilotica* (Ross, 1973). L'origine du nom "Acacia" remonte au grec "akazein" (aiguiser), en référence aux stipules épineuses de nombreuses espèces africaines et asiatiques (Ross, 1973). L'histoire fascinante de la taxonomie des Acacia avant LINNE a été retracée par (Ross, 1980).

Une classification a été établie par (Bentham, 1842), révisée en 1875, divisant le genre Acacia en six espèces : *Gummiferae*, *Vulgares*, *Filicinae*, *Phyllodinae*, *Botryocephalae* et *Pulchellae*. Cette classification était principalement basée sur les caractéristiques du feuillage et des stipules, l'inflorescence étant moins prise en compte.

I.2.2.2. Origine des Acacias :

L'origine et la dispersion des acacias ont fasciné les botanistes, influençant les pratiques de collecte et l'interprétation des résultats des essais de provenances. Selon (Raven et Axelrod, 1974) et (Beadle, 1981), les acacias ancestraux ont évolué dans les forêts tropicales de basse altitude de l'ouest du Gondwana. Après la séparation du Gondwana, ils se sont dispersés à travers l'Afrique (Ross, 1981) et l'Australie (Beadle, 1981).

En Australie, certaines espèces étaient présentes avant cette séparation, évoluant en nouvelles espèces dans la zone tropicale du nord et se propageant vers le sud (Beadle, 1981). (Tindale et Roux, 1974) proposent cependant que l'est de l'Australie soit le centre d'origine des acacias australiens. L'Australie-Occidentale abrite aujourd'hui plus de 486 espèces, dont 80 % sont endémiques (Hopper et Maslin, 1978).

La dispersion des acacias sur de longues distances est attribuée à divers vecteurs. (Janzen, 1969) suggère que les oiseaux dispersent les graines de certaines espèces comme *A. caven*, tandis que (Berg, 1977) souligne le rôle récent de l'homme dans le transport des semences d'acacias. *A. farnesiana* pourrait être dispersé par la mer, indiquant la complexité des mécanismes de dispersion et l'impact des facteurs biogéographiques sur leur distribution mondiale.

I.2.2.3. Répartition du genre *Acacia* :

I.2.2.4. Taxonomie :

Selon (Mugnier, 2000 ; Seigler, 2003), le genre *Acacia* englobe plus de 1350 espèces d'arbres et d'arbustes persistants, dont environ 500 se retrouvent dans les régions tropicales et subtropicales, comme indiqué par (Boulhot, 1939). Une étude menée par (Miller *et al.*, 2003) a recensé environ 700 espèces en Australie. (Tableau 2).

Tableau 2 : Taxonomie de l'Acacia (Mugnier, 2000).

Règne	Végétal
Embranchement	<i>Phanerogames</i>
Sous-Embranchement	<i>Angiospermes</i>
Classe	<i>Dicotyledones</i>
Sous-Classe	<i>Rosidees</i>
Ordre	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabacees</i>
Gnere	<i>Acacia</i>

I.2.2.5. Intérêt et applications de l'Acacia :**I.2.2.5.1. Ecologique :**

L'Acacia joue un rôle essentiel sur le plan écologique et ornemental, particulièrement dans les régions désertiques. Grâce à leur remarquable capacité à résister aux conditions extrêmes de xéricité et à croître sur des sols squelettiques, les acacias occupent une place privilégiée dans les initiatives de reboisement et dans la lutte contre la désertification, comme souligné par (Nadjahi *et al.*, 2001).

I.2.2.5.2. Fertilité des sols :

À l'instar des Fabacées, *l'Acacia* tire avantage de la fixation de l'azote atmosphérique grâce à la présence de nodosités dans ses racines. Cette capacité présente des avantages significatifs par rapport à l'utilisation artificielle d'engrais azotés, comme le soulignent (Dutta *et al.*, 2002 ; Pinkard, 2003). La symbiose entre les racines de *l'Acacia* et les bactéries fixatrices d'azote, alimentée par l'énergie de la photosynthèse, se révèle non seulement non polluante, mais également efficace pour fixer des quantités importantes d'azote atmosphérique. Cette fixation contribue à enrichir le sol en azote organique, favorisant ainsi sa fertilité (Hu *et al.*, 2002).

I.2.2.5.3. Agroalimentaire :

Les graines grillées d'*Acacia*, dont l'espèce *arabica* sont utilisées comme condiment au Niger. L'exploitation de la gomme arabique des acacias se déroule pendant la saison sèche, où elle s'exsude naturellement après l'écorçage des branches, généralement marqué par une

incision transversale de l'écorce. Cette gomme, caractérisée par son absence d'odeur, son goût neutre et sa forte adhérence, présente une teinte blanchâtre à jaunâtre, voire légèrement ambrée.

I.2.2.6. Utilisation en Gomme :

I.2.2.6.1. Gomme arabique :

La gomme arabique (GA, E414) représente un exsudat comestible, sec et gommeux, provenant des tiges et des branches de *Acacia sénégale* et *A. seyal*, caractérisée par sa richesse en fibres solubles non-visqueuses (**Williams et Phillips, 2000**). Selon (**Agala, 2013**), le Tchad se positionne au deuxième rang mondial, après le Soudan, en termes de production de gomme arabique.

Le principal composant de la gomme arabique est un polysaccharide acide, présent à l'état natif sous forme de sels avec le calcium, ainsi qu'en moindre quantité avec le magnésium et le potassium. La nature du polymère varie en fonction de l'arbre, de son origine géographique et de l'époque de la récolte (**Whistler et Bemillet, 1993**).

Les gommages issues d'espèces telles que *A. Senegal*, *A. Xanthophloea*, *A. Karroo* et *A. Nilotica*, contenant des tanins, sont moins prisées dans l'alimentation et sont par conséquent vendues à un prix plus abordable. La présence de tanins est reconnue comme potentiellement cancérigène (**Anderson, 1993**). Notamment soluble dans l'eau, la gomme arabique forme des solutions sur une large gamme de concentrations sans développer une viscosité excessive. Cette combinaison de comportement, de structure et de composition confère à la gomme arabique une grande valeur en tant qu'agent émulsifiant, stabilisant et épaississant (**Al-assaf et al., 2005**).

La gomme arabique, répertoriée sous le code E414, est utilisée comme stabilisant et émulsionnant totalement inoffensif. Elle intervient dans la fabrication de boissons non alcoolisées, de confiseries (bonbons, chewing-gums, etc.) (**Whistler et Bemillet, 1993**). Par ailleurs, les tanins extraits d'*A. arabica* et d'*A. raddiana*, ainsi que d'autres acacias apparentés, sont largement employés comme colorants alimentaires (**Bhattacharya et al., 2002 ; Moonga, 2003 ; Mbuna et al., 2003**). Cette diversité d'utilisations souligne la polyvalence des acacias dans les secteurs alimentaires et industriels.

I.3. Les Fraises et les Champignons : Aperçu Général et Propriétés

I.3.1. Les fraises :

I.3.1.1. Histoire et l'origine de la fraise :

Le terme "fraise" provient du latin "*fragum x ananassa*", signifiant "parfum". Naturellement présentes en Europe, en Asie, et le long de la côte pacifique américaine, de l'Alaska au Chili, les fraises étaient appréciées par les Romains pour leur parfum subtil. Cependant, ils ne cultivaient pas ces petites fraises des bois. Leur nom, "*fragare*", dérive de "*fragum*", indiquant leur parfum.

Les premières tentatives de culture de fraises datent du XIV^e siècle, avec 12 000 plants dans le jardin du Louvre. Ces variétés étaient très parfumées mais de petit calibre. Au XVI^e siècle, les explorateurs européens, comme Jacques Cartier, introduisirent en Europe le fraisier de Virginie (*Fragaria virginiana*), impressionnés par la taille des fruits qu'ils avaient découvert en Amérique. Ce fraisier s'est répandu en Angleterre et en Bretagne.

Au XVIII^e siècle, **Amédée François Frézier**, envoyé par Louis XIV au Chili et au Pérou, découvrit des fraisiers aux fruits blancs peu savoureux mais grands. À son retour, il rapporta cinq plants survivants en France, qui ne fructifièrent qu'en présence d'autres fraisiers, notamment le fraisier de Virginie (**Risser, 1997**). Ces fraises chiliennes sont connues sous le nom *Fragaria chiloensis*. Les variétés modernes, *Fragaria x ananassa Duch.*, sont issues du croisement entre *Fragaria virginiana* et *Fragaria chiloensis*. **A.N. Duchesne** les a nommées ainsi pour leur arôme rappelant l'ananas (**Pitrat et Foury, 2003**)

I.3.1.2 Composition nutritionnelle :

La fraise est un fruit composé principalement d'eau, représentant près de 90 % de sa composition, et contenant relativement peu de glucides. De plus, elle est peu calorique, avec une moyenne de 35 kcal/100 g ou 146 kJ/100 g, ce qui est faible pour un fruit (**Médart, 2009**). D'après (**Ciquel, 2013**), 100 g de fraises contiennent environ 53 g d'eau, 26,7 g de glucides, dont 23,4 g de sucres et 3,3 g d'amidon, 15,5 g de lipides, 8,3 g d'acides gras saturés, 3,9 g d'acides gras mono-insaturés, 3,3 g de protéines et 0,8 g d'acides gras polyinsaturés.

I.3.1.3. La production de fraise :

I.3.1.3.1. La production de la fraise dans le monde :

La production mondiale de fraises a presque doublé en l'espace de 15 ans. En 1990, cette production s'élevait à 2 251 000 tonnes, puis à 9 118 336 tonnes en 2016 (**FAO, 2016**). Les principaux centres de production sont les États-Unis, l'Espagne, la Turquie, le Mexique, la Pologne, la Corée, l'Égypte et le Japon, représentant ensemble 65 % de la production mondiale,

soit 4,09 millions de tonnes. Les États-Unis sont les premiers producteurs au monde, avec une production totale de 1,13 million de tonnes et une productivité de plus de 52 tonnes par hectare. Les trois plus gros exportateurs sont l'Espagne, les États-Unis et le Mexique (FAO, 2016).

I.3.1.3.2. La production de la fraise en Algérie :

Les principales régions d'Algérie où la fraise est cultivée sont Skikda, Jijel et Tipaza. La culture de la fraise a débuté de manière expérimentale à Jijel en 2001-2002, sur une superficie de quatre hectares. Cette expérience a abouti à une production d'environ 1 200 quintaux de fraises. En 2010, la superficie consacrée à la culture de la fraise avait atteint 120 hectares, avec une production de 36 000 quintaux. En 2015, la superficie cultivée de fraises était de 323 hectares, produisant 100 000 quintaux.

Les producteurs de fraises dans la wilaya de Jijel visent à atteindre une production de 14000 tonnes pour la saison actuelle, dépassant ainsi de 4 000 tonnes la production de la saison 2015-2016, qui avait enregistré 10 000 tonnes de différentes variétés de fraises. Ils prévoient également de répondre aux besoins du marché local en fraises, ce qui devrait se traduire par une baisse progressive des prix de ce fruit (El Watan, 2015).

I.3.2. Les champignons :

Les moisissures sont des organismes microscopiques constitués de filaments, souvent multicellulaires, qui croissent en tant que saprophytes ou parasites dans divers environnements. Ces organismes, classés parmi les eucaryotes, sont des thallophytes dépourvus de chlorophylle et dépendent de la matière organique extérieure pour leur nutrition. Elles peuvent être bénéfiques, présentant une importance tant industrielle qu'environnementale, ou néfastes. (Guiraud, 1998 ; Leyral et Vierling, 2007).

I.3.2.1. Classification :

La classification traditionnelle des moisissures repose sur les caractéristiques morphologiques, telles que la structure du mycélium, et les modes de reproduction sexuée et asexuée, pour définir les principales classes de moisissures (Leveau et Bouix, 1993 ; Herritage *et al.*, 1996). Cinq classes principales de mycètes sont identifiées :

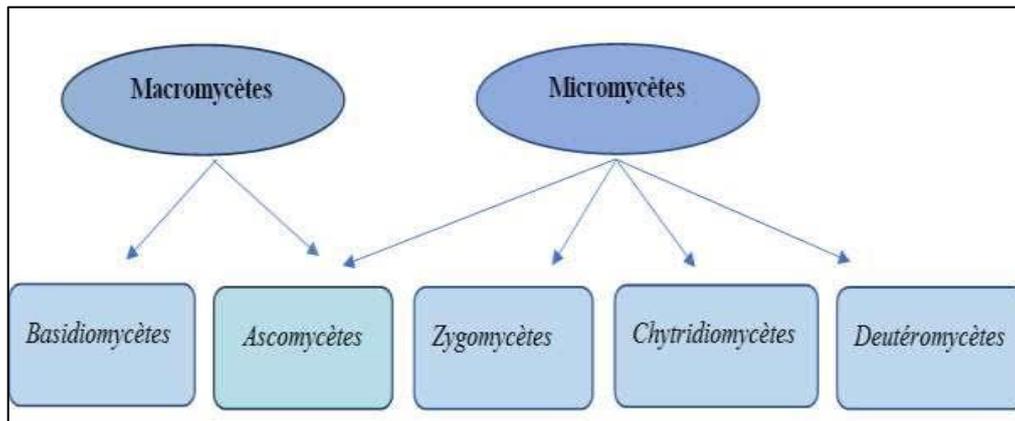


Figure 5 : Les classes de Mycètes (Chabasse, 2009)

La classification actuelle des mycètes distingue six embranchements ou divisions (tableau 3) (Guezlane-Tebibel *et al.*, 2012).

Tableau 3 : Caractéristiques des principaux embranchements des mycètes. (Guezlane-Tebibel *et al.*, 2012).

Règne	Embranchement
Fungi.	<i>Deutéromycota</i> (Adelomycètes) : reproduction asexuée seule connue (Fungi Imperfecti).
	<i>Chytridiomycota</i> : espèces Aquatiques dont les zoospores Portent un flagelle.
	<i>Glomeromycota</i> : reproduction asexuée; mycélium siphonné.
	<i>Zygomycota</i> : reproduction Asexuée ; espèce à spores non Flagellées, mycélium siphonné.
	<i>Ascomycota</i> : reproduction sexuée; hyphes septés.
	<i>Basidiomycota</i> : reproduction sexuée; hyphes septées, spores portées par des bastides.

I.3.2.2. Morphologie et structure :

Les champignons filamenteux appartiennent au groupe des thallophytes, ce qui signifie qu'ils ne possèdent pas de véritables tissus différenciés (Bourgeois *et al.*, 1996 ; Héritage *et al.*, 1996). Leur structure de base est constituée d'hyphes, également appelées filaments mycéliens, qui ont un diamètre compris entre 2 et 15 μm et une longueur indéterminée. Ces hyphes s'entrelacent pour former le mycélium ou le thalle pluricellulaire (Sylviane *et al.*, 2011). Cependant, le thalle résulte de la croissance d'un ensemble de filaments enchevêtrés et ramifiés (Bourgeois *et al.*, 1996 ; Héritage *et al.*, 1996).

I.3.3. Le genre *Aspergillus* :

Les *Aspergillus* sont des champignons filamenteux saprophytes classés parmi les Deutéromycètes en raison de leur mode de reproduction asexuée. Ils envahissent les végétaux déjà endommagés par des blessures, des piqûres d'insectes ou des attaques d'autres champignons. Présents également sur les surfaces des grains et des fruits, ces champignons peuvent devenir parasites lorsque les conditions favorables à leur développement, notamment pendant le stockage, sont réunies. Leur capacité à se reproduire sexuellement les place dans le sous-embouchement des Ascomycotina (**Houissa 2020**).

Ces champignons, très répandus, sont des saprophytes du sol, présents dans le monde entier et dans divers environnements. Ils sont surtout abondants dans les zones tropicales et subtropicales, où le climat est chaud et les ressources en eau sont limitées. Grâce à leur arsenal enzymatique, ils peuvent se développer et coloniser pratiquement tous les milieux. Leur habitat varie, allant des débris organiques aux végétaux en décomposition, en passant par les habitations humaines (comme la poussière, les climatiseurs, les conduits d'aération et la terre des plantes en pot) (**Maslin et al., 2004**).

I.3.3.1. Critères d'identification :

I.3.3.1.1. Macroscopiques :

Les *Aspergillus* présentent une croissance rapide sur les milieux de culture conventionnels. Après 48 heures d'incubation, les colonies se caractérisent par leur aspect plat, formées de courts filaments aériens de couleur blanche. Après 96 heures, les colonies prennent leur teinte distinctive, variant entre le brun, le vert, le jaune ou le noir selon les espèces. La plupart des espèces prospèrent à des températures comprises entre 20 et 25°C, tandis que les thermophiles peuvent se développer au-delà de 35°C, et parfois même jusqu'à 57°C. Les colonies d'*Aspergillus* ont souvent une texture poudreuse ou granuleuse. De plus, la couleur des colonies peut parfois faciliter leur identification rapide : par exemple, *Aspergillus candidus* présente une teinte blanche, *Aspergillus niger* est noir, tandis que d'autres espèces telles que *Aspergillus glaucus* et *Aspergillus flavus* tendent vers des tons verts. (**Makhlouf, 2019**).

I.3.3.1.2. Microscopique :

Les *Aspergillus* se distinguent par la présence d'un thalle végétatif composé de filaments mycéliens hyalins. Ces filaments, de diamètre fin et régulier, sont septés et ramifiés. L'identification du genre *Aspergillus* repose sur l'observation des têtes aspergillaires au microscope. En effet, à partir des filaments végétatifs, des conidiophores se développent, non cloisonnés, qui se terminent par une vésicule portant des phialides. La forme et la taille de cette vésicule sont spécifiques à chaque espèce.

Les phialides peuvent être directement attachées à la vésicule (tête unisériée) ou portées par de petits articles insérés sur la vésicule, appelés métules (tête bisériée). Les spores unicellulaires présentent une variété de formes, telles que globuleuses, subglobuleuses ou elliptiques. Elles peuvent être lisses ou avoir des aspérités plus ou moins prononcées, et leur pigment varie également (Quatresous, 2011).

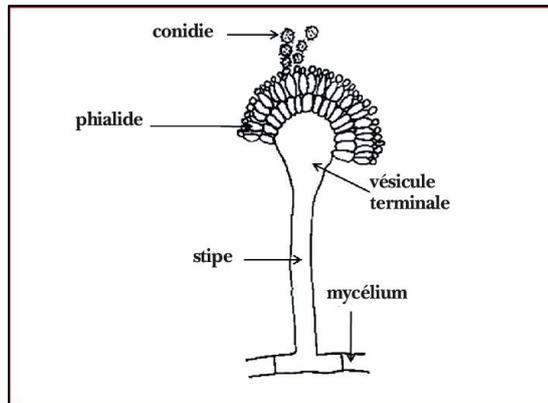


Figure 6: Schéma de la morphologie du genre *Aspergillus* (Pancrat, 2014).

I.3.4. Le genre *Penicillium* :

Le genre *Penicillium* comprend entre 150 et 300 espèces, réparties en quatre sous-genres, relevant de la division des Deutéromycètes. Les formes téléomorphes de certaines de ces espèces appartiennent à l'embranchement des Ascomycètes, avec des genres représentatifs tels que *Eupenicillium* et *Talaromyces* (Yadav, 2018).

Ces champignons sont polyphages et saprophytes, ce qui signifie qu'ils se nourrissent d'une grande variété de substances organiques en décomposition. On les retrouve donc aussi bien dans le sol que dans les matières organiques en décomposition, ainsi que dans les produits alimentaires tels que les céréales, les arachides et les produits laitiers (Storey *et al.*, 2004).

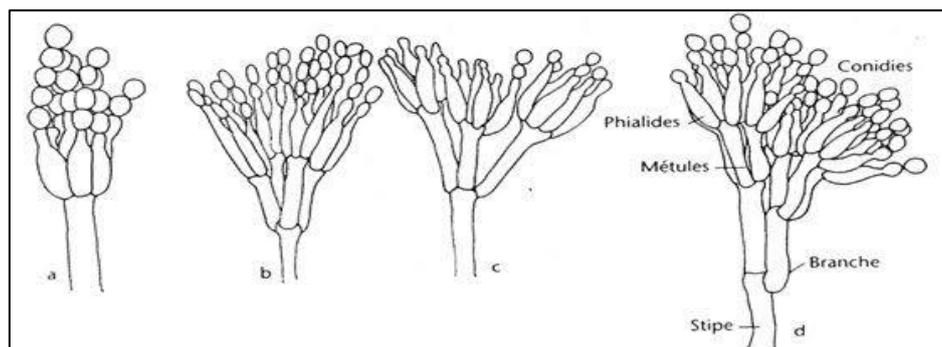


Figure 7 : Schéma de la morphologie du genre *Penicillium* (Stolk, 1969).

I.3.4.1. Critères d'identification :

I.3.4.1.1. Macroscopiques :

Les espèces du genre *Penicillium* se développent sur les milieux de culture CYA et MEA (Visagie, 2014). Leur croissance est rapide et optimale à des températures comprises entre 20°C et 27°C. Les colonies présentent un aspect duveteux voire poudreux, avec un contour irrégulier. Leur couleur est variable, généralement vert grisâtre, parfois blanche, mais également grise, jaune ou rose. Le revers des colonies peut être incolore ou foncé (Chabasse, 2002).

I.3.4.1.2. Microscopique :

Le genre *Penicillium* tire son nom de son apparence en forme de pinceau, du latin "*Penicillius*". Son mycélium végétatif est composé de filaments hyalins, cloisonnés et étroits, qui peuvent être submergés ou aériens. Le thalle porte les conidiophores, simples ou ramifiés, septés et relativement étroits, avec une structure ramifiée, fructifère à l'apex, appelée pénicille. Les cellules conidiogènes (phialides) peuvent être situées directement à l'apex du conidiophore ou sur un ou plusieurs niveaux de ramifications. Ces cellules conidiogènes ont généralement une forme de flacon avec une base renflée, à partir de laquelle les conidies (spores) sont produites sous forme de chaînes non ramifiées. Les conidies sont hyalines, petites, et présentent une variété de formes, allant de globuleuses à cylindriques, ainsi qu'une texture allant de lisse à fortement rugueuse (Peberdy, 1987).

I.3.5. Le genre *Alternaria* :

Ces champignons filamenteux appartiennent à la division des Deutéromycètes. Plus de 80 espèces ont été identifiées. *Clathrospora*, *Lewia* et *Pleospora* sont les formes parfaites qui relèvent des Ascomycètes. L'espèce principale de ce genre est *Alternaria alternata* ; *Alternaria spp* est un genre de champignons ubiquitaire, cosmopolite et saprophyte, dont plusieurs espèces sont présentes dans le sol ou sur des tissus végétaux morts (Pryor et al., 2000).

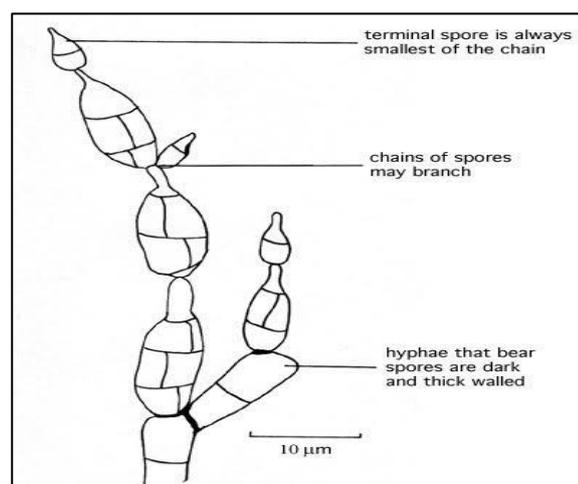


Figure 8 : Schéma de la morphologie du genre *Alternaria* (Dufresne et Germain, 2021).

I.3.5.1. Critères d'identification :

I.3.5.1.1. Macroscopiques :

Les colonies d'*Alternaria spp* présentent un aspect velouté, avec une couleur allant du gris au noir, et leur croissance est rapide. Leur température optimale de développement se situe entre 22°C et 27°C (Guillaume, 2006).

I.3.5.1.2 Microscopique :

Les espèces de ce genre se caractérisent par un mycélium cloisonné et des conidiophores courts, cloisonnés, lisses, droits ou flexueux, de couleur foncée. À leur extrémité, on trouve des chaînes simples ou ramifiées, irrégulières et brunes de conidies, qui sont initialement ovales mais prennent une forme de massue en vieillissant. Ces conidies sont pluricellulaires et divisées par des cloisons longitudinales ou transversales (Achetbi, 2021).

I.3.6. Le genre espèce *Botrytis cinerea* :

Botrytis cinerea Pers., également connu sous le nom de *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel, est un champignon Ascomycète responsable de la pourriture grise, également appelée moisissure grise ou pourriture de la grappe, chez de nombreuses plantes hôtes à travers le monde. L'étymologie de son nom fait directement référence à sa morphologie : "*Botrytis*" signifie "en forme de grappe", faisant allusion à la structure des conidiophores, tandis que "*cinerea*" évoque la couleur gris-cendrée de la sporulation. Le genre *Botrytis* a été initialement décrit en 1729 par Pier Antonio Micheli dans son ouvrage "*Nova Plantarum Genera*", et plus formellement par Hennebert, comme la plupart des espèces du genre (Groves *et al.*, 1953 ; Hennebert, 1973). Le nom *Botrytis cinerea* a été proposé par Elias Magnus Fries, le botaniste suédois qui, après Linné, a contribué à fonder la systématique des champignons.

Les dommages causés par cet agent pathogène entraînent d'importantes pertes économiques dans diverses cultures (Veloukas *et al.*, 2011), pouvant atteindre jusqu'à 20% des récoltes mondiales (Elad *et al.*, 2004). Cette maladie affecte les cultures maraîchères, viticoles et horticoles, aussi bien avant qu'après la récolte, entraînant des pertes significatives de rendement (Fernandez *et al.*, 2012). Elle affecte une variété de fruits (comme le raisin et la fraise) et de légumes (comme la tomate et la laitue) dans diverses productions végétales, ainsi que des plantes ornementales (comme le tournesol et la rose) (Leroux *et al.*, 2002 ; Kim et Xiao, 2011 ; Veloukas *et al.*, 2011 ; Yin *et al.*, 2011). En plus de son caractère nécrotrophe, *B.cinerea* se distingue par sa distribution mondiale, sa capacité à infecter diverses espèces végétales, sa variabilité génétique et son aptitude à s'adapter facilement à son environnement (Martinez *et al.*, 2005 ; Kretschmer et Hahn, 2008 ; Miccolis *et al.*, 2010).

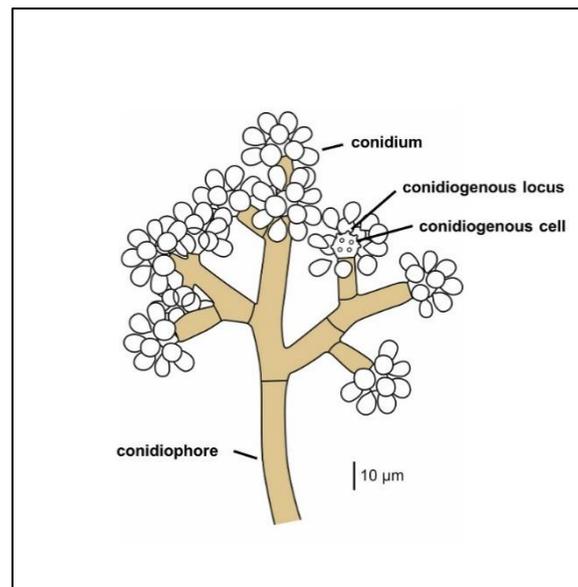


Figure 9 : Schéma de la morphologie du genre espèce *Botrytis cinerea* (Dufresne et Germain, 2021).

I.3.7. Le genre *Mucor* :

Le genre *Mucor* regroupe un grand nombre d'espèces majoritairement saprophytes capables de coloniser des habitats extrêmement divers (Walther *et al.*, 2013). Ces espèces ont en commun une faible tolérance aux faibles activités de l'eau et une stratégie écologique de type rudérale, ce qui en fait des espèces pionnières avec une croissance et une sporulation importante mais peu persistantes (Morin-Sardin *et al.*, 2016). Le genre *Mucor* est classé parmi la division des *Mucoromycota*, la sous-division des *Mucoromycotina*, la famille des *Mucoraceae* et l'ordre des *Mucorales*. Avec un total de 58 espèces décrites (Walther *et al.*, 2013), le genre *Mucor* est le plus grand genre de l'ordre des *Mucorales* et de la famille des *Mucoraceae* (Morin-Sardin *et al.*, 2017).

I.3.7.1. Identification macroscopique :

Les travaux de Schipper (1967, 1969, 1970, 1976) et Zycha *et al.*, (1969) ont participé à la description morphologique des *Mucor*. Les *Mucors* sont caractérisés par une organisation rudimentaire. Ils possèdent un appareil végétatif, le thalle, qui correspond à un faisceau de filaments ou d'hyphes plus ou moins ramifiés constituant le mycélium.

I.3.7.2. Identification microscopique :

Le mycélium, qui constitue la partie végétative du champignon, s'accroît rapidement et peut présenter des ramifications pour coloniser le milieu. Les hyphes sont diffus, tubulaires et généralement plus larges que ceux des *Dicarya*, avec un diamètre pouvant atteindre 15 µm (thèse de Morin-Sardin, 2016). Les hyphes des *Mucors* sont généralement siphonnés, c'est-à-dire qu'il n'y a pas de cloisons transversales (septums) séparant différentes cellules de l'hyphes,

ils contiennent donc plusieurs noyaux non séparés les uns des autres. Cette organisation structurale reste peu étudiée et la présence de plusieurs noyaux au sein des hyphes mais aussi des spores représente une particularité importante par rapport aux champignons dits "supérieurs" comme les ascomycètes et les basidiomycètes.

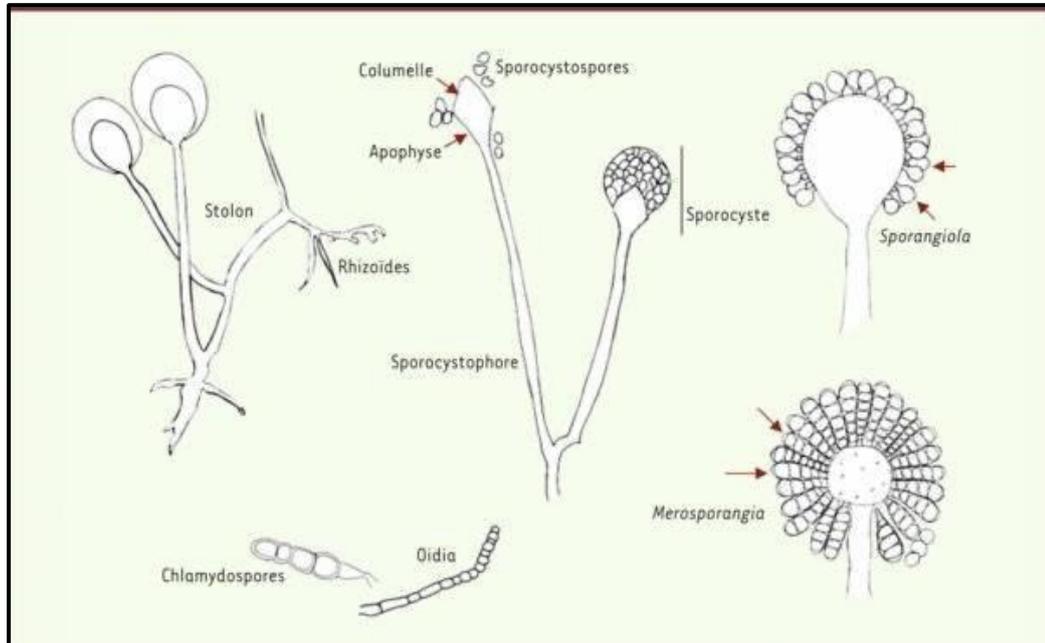


Figure 10 : Schéma de la morphologie du genre *Mucor.sp* (Garcia *et al.*, 2011)

Chapitre 2 :

Matériel et méthodes

II. Matériel et méthodes :

II.1. Echantillonnage :

II.1.1. Gomme d'acacia :

La gomme a été récoltée sans détruire le gommier (*Acacia tortilis*), dont il existe deux méthodes pour la récolter : la ramasser à la main si elle n'est pas très loin, ou à l'aide d'un crochet en fer si elle est sur l'arbre.

Dans la région de Tindouf (27°.79'29.038''N, 7°.97'74.66179m), la gomme a été récoltée dans des conditions aseptiques (ce choix était basé sur son utilisation fréquente par la population locale en médecine traditionnelle).

II.1.2. La propolis :

La propolis a été obtenue auprès d'un apiculteur spécialisé dans la wilaya de Tlemcen, plus précisément à Maghnia, aux coordonnées suivantes : 34°50'15.7"N 1°44'40.0"W.

II.1.3. Les fraises :

Les fraises sélectionnées comme échantillon principal ont été spécifiquement récoltées dans les champs fertiles de la Mitidja, situés dans la wilaya de Blida, reconnue pour son excellence en production agricole. Elles ont été acquises au marché local, Souk El Lil à Mostaganem, le 18 février 2024. Les coordonnées du marché sont les suivants : 35°54'57.8"N 0°08'18.9"E.

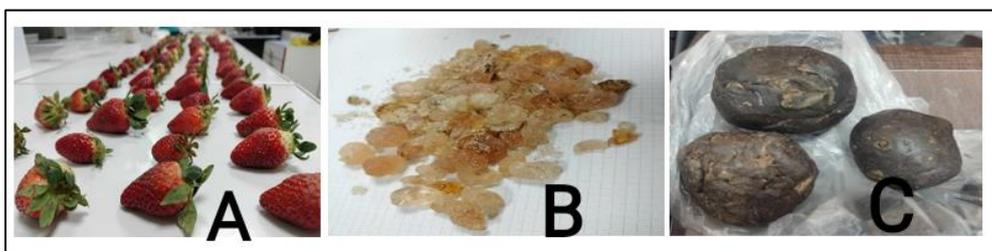


Figure 11 : Présentation des échantillons utilisés.

(A) échantillons des fraises, (B) échantillon de la gomme d'acacia, (C) échantillon de la propolis.

II.2. Préparation des solutions d'enrobage :

Cinq solutions distinctes ont été élaborées, chacune avec des compositions variées, selon la méthode rapportée par (Remmal *et al.*, 1993 ; Farah *et al.*, 2001 ; Satrani *et al.*, 2007 et Miel France, 2014) qui a été modifiée pour répondre aux besoins spécifiques de cette étude.

La première solution, à base de 100% gomme d'acacia, a été préparée avec une concentration de 5%. À cet effet, 10 grammes de gomme d'acacia ont été dissous dans 200 millilitres d'eau distillée. De même, une solution pure de 100% propolis, également avec une

concentration de 5%, a été produite en dissolvant 10 grammes de propolis dans 200 millilitres d'eau distillée.

Pour obtenir une concentration de 2,5% pour chaque composant, une solution composée de 50% d'acacia et 50% de propolis a été réalisée. Cette préparation impliquait la dissolution de 5 grammes d'acacia et de 5 grammes de propolis, respectivement, dans 200 millilitres d'eau distillée.

Par ailleurs, deux autres solutions ont été préparées en ajustant les proportions d'acacia et de propolis. Une solution avec 75% d'acacia et 25% de propolis a été réalisée en dissolvant 7,5 grammes d'acacia et 2,5 grammes de propolis dans 200 millilitres d'eau distillée. Enfin, une solution avec 25% d'acacia et 75% de propolis a été obtenue en dissolvant 2,5 grammes d'acacia et 7,5 grammes de propolis dans 200 millilitres d'eau distillée.



Figure 12 : Les cinq solutions d'enrobage.

II.3. Isolement et purification des moisissures à partir des fraises :

II.3.1. Isolement :

Lors de la recherche et l'identification des champignons détériorant la qualité organoleptique des fraises, un isolement et une purification des moisissures à partir des fraises pourries ont été effectués, la technique d'écouvillonnage a été appliquée conformément aux normes **ISO 18593 :2018 Microbiologie de la chaîne alimentaire – Méthodes horizontales pour les prélèvements de surfaces.**

Le milieu de culture utilisé était le milieu Sabouraud avec chloramphénicol (**Annexe D**).

Après chaque ensemencement sur des boîtes de Petri, les échantillons ont été incubés à une température constante de 25°C pendant une période allant de 3 à 5 jours, permettant ainsi la croissance et la visualisation des colonies fongiques présentes.

II.3.2. Dominance des isolats fongiques :

Après l'étape d'isolement et d'incubation, un calcul de dominance des isolats fongiques a été effectué pour déterminer le pourcentage de chaque isolat et sa dominance dans les boîtes de Petri selon la méthode rapportée par (Daniel, W. W., & Cross, C. L. (2018).

$$\text{Pourcentage de dominance} = \left(\frac{N \times \pi \times \left(\frac{d}{2}\right)^2}{\pi \times \left(\frac{D}{2}\right)^2} \right) \times 100$$

où :

- (N) = nombre de colonies de ce type
- (d) = diamètre moyen de ce type de colonie
- (D) = diamètre de la boîte pétri

En simplifiant, l'équation devient :

$$\text{Pourcentage de dominance} = \left(\frac{N \times \left(\frac{d}{2}\right)^2}{\left(\frac{D}{2}\right)^2} \right) \times 100 = \left(\frac{N \times d^2}{D^2} \right) \times 100$$

II.3.3. Purification :

Un repiquage a été effectué sur de nouvelles boîtes de Pétri contenant le milieu de culture PDA (Potato Dextrose Agar) (**Annexe I**). Pour assurer un développement typique du champignon, l'ensemencement a été réalisé en un seul point au centre de chaque boîte. Ensuite, les boîtes ont été incubées à une température de 25°C pendant une période de 3 à 5 jours, permettant ainsi une analyse plus précise et spécifique des caractéristiques des champignons étudiés (Guiraud,1998 ; Meena *et al.*,2017.).

II.3.3. Identification des isolats :

II.3.3.1. Identification macroscopique et microscopique :

L'examen des caractéristiques morphologiques macroscopiques a été réalisé sur l'ensemble des colonies de moisissures isolées. Les critères d'analyse ont inclus divers aspects du mycélium, la couleur du revers de la colonie, le contour de celle-ci, ainsi que la vitesse de

croissance apicale. De plus, les caractéristiques des spores ont été évaluées, leur apparence (granuleuse, poudreuse), l'uniformité de leur couleur, la présence de pigment diffusible (**Hmouni et al., 2003 ; Djossou et al., 2011**).

D'autre part, l'identification microscopique repose principalement sur une analyse morphologique du mycélium. Cette analyse prend en compte plusieurs caractéristiques, telles que la présence ou l'absence de cloisons, la couleur, le mode de ramification et la différenciation des thallospores. Ces critères morphologiques permettent d'identifier et de classer les différentes espèces de manière précise et spécifique (**Botton et al., 1990 ; Hmouni et al., 2003**).

II.4. Evaluation de l'activité antifongique :

II.4.1. Préparation des milieux de cultures spécifiques :

Six milieux différents ont été élaborés selon la méthode rapportée par (**Remmal et al., 1993 ; Farah et al., 2001 et Satrani et al., 2007**), ainsi que les travaux effectués par (**Najett et al., 2020**), qui ont été modifiés selon les besoins de ce travail.

Des solutions ont été préparées en utilisant les mêmes concentrations précédentes (Préparations des solutions d'enrobage) avec aussi 200ml, mais cette fois-ci en utilisant un milieu de culture pour chaque solution (PDA).

Le premier milieu, désigné comme témoin, était du PDA (Potato Dextrose Agar) (**Annexe I**) contenant du chloramphénicol. Les autres milieux ont été préparés en ajoutant différents pourcentages d'acacia et de propolis au PDA + chloramphénicol : PDA CMP + 100% Propolis, PDA CMP + 100% Acacia, PDA CMP + 50% Acacia 50% Propolis, PDA CMP + 75% Acacia 25% Propolis, et PDA CMP + 25% Acacia 75% Propolis.

II.4.2. Ensemencement des isolats fongiques :

Les isolats fongiques purifiés et identifiés (cinq isolats) ont été ensemencés sur les boîtes de Petri selon le protocole qui implique le transfert des colonies développées sur des boîtes contenant les milieux de culture spécifiques. Chaque colonie étant placée dans une boîte individuelle. (**Botton et al., 1990**). L'incubation a été réalisée à une température de 25 °C pendant 3-5 jours.

II.4.3. Lecture des résultats :

L'évaluation des résultats s'est déroulée après 4 jours d'incubation à une température constante de 25°C. Cette évaluation a été réalisée en mesurant le diamètre de la zone de croissance des colonies fongiques. Simultanément, le diamètre des souches fongiques dans les boîtes témoins a été déterminé à des fins de comparaison. L'effet antifongique a été déterminé

en mesurant le pourcentage d'inhibition de la croissance diamétrale des colonies. Pour ce faire, une formule spécifique a été utilisée :

$$\text{P.I.C.D} = (\text{Ø}_t - \text{Ø}_e / \text{Ø}_t) \times 100$$

P.I.C.D= **Pourcentage d'inhibition de la croissance diamétrale.**

Ø_t= diamètre moyen des colonies témoins.

Ø_e= diamètre moyen des colonies dans les milieux spécifiques.

L'activité antifongique a été classée selon les pourcentages suivants : de 30 à 40 % pour une faible activité, de 50 à 60 % pour une activité modérée, de 60 à 70 % pour une bonne activité, et supérieur à 70 % pour une excellente activité (Abdellatif *et al.* 2011).

II.5. Evaluation de l'efficacité d'enrobage par la gomme d'acacia et la propolis :

II.5.1. Préparation des lots de fraises :

Les fraises acquises ont été soigneusement nettoyées à l'aide de papier absorbant afin d'éliminer toute impureté, telle que la poussière, garantissant ainsi une base propre pour l'expérience. Par la suite, les fraises ont été réparties en quatre séries distinctes en fonction de leur taille et de leur forme, dans le but de garantir une représentativité adéquate des caractéristiques physiques des fruits. Chaque série comprenait six lots, avec chaque lot constitué de trois pièces de fraises, assurant ainsi une cohérence dans la composition des échantillons et facilitant la comparaison des résultats au sein de l'étude. (Fig. 13)



Figure 13 : Les fraises sélectionnées et classées en quatre séries distinctes, six lots chaque lot contenait trois pièces de fraises.

II.5.2. Enrobage des fraises :

Les fraises ont été sélectionnées et classées en quatre séries distinctes, chacune composée de six lots. Chaque lot contenait trois pièces de fraises. L'enrobage a été appliqué par spray avec deux couches, selon les spécifications suivantes pour chaque lot :

Lot 1 : Fraises témoin sans enrobage,

Lot 2 : Fraises enrobées à 100% d'acacia,

Lot 3 : Fraises enrobées à 100% de propolis,

Lot 4 : Fraises enrobées avec un mélange de 50% de propolis et 50% d'acacia,

Lot 5 : Fraises enrobées avec un mélange de 25% de propolis et 75% d'acacia,

Lot 6 : Fraises enrobées avec un mélange de 25% d'acacia et 75% de propolis.

Une fois enrobées, les fraises ont été laissées sécher avant d'être placées dans des boîtes de Petri et stockées dans un carton couvert de film alimentaire troué à température ambiante.

Chapitre III :

Résultats et discussions

III. Résultats et discussions :

III.1.1. Isolement et purification des moisissures à partir des fraises :

III.1.1.1. Isolement :

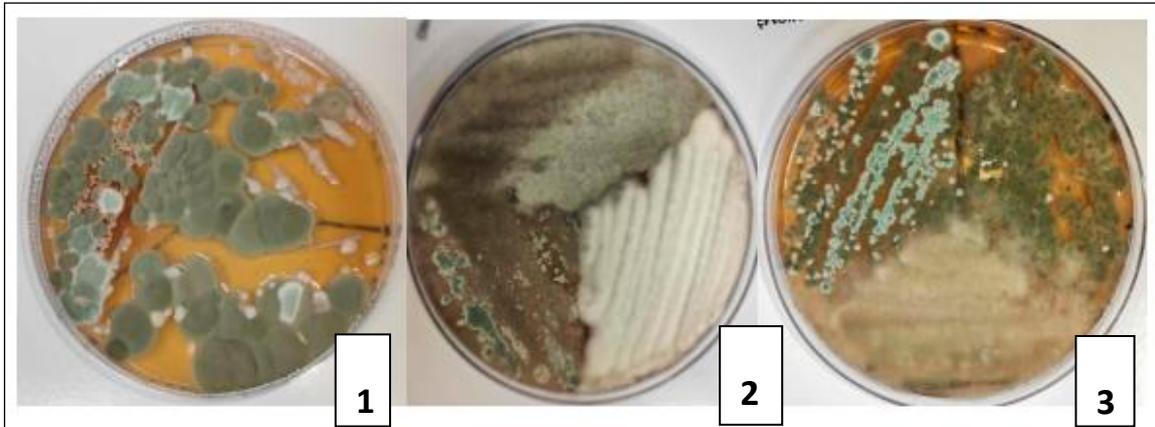


Figure 14 : Isolement des isolats à partir des fraises.

III.1.1.2. Dominance des isolats fongiques :

Tableau 4 : la Dominance des isolats fongiques.

Colonie Boite	Verte	Verte Blanchâtre	Grise blanchâtre	Vert Foncé	Brun Foncé
Dominance					
1	84.40%	2.80%			
2		3.50%	16.67%		21.68%
3	56%	10%	33.33%	33.33%	

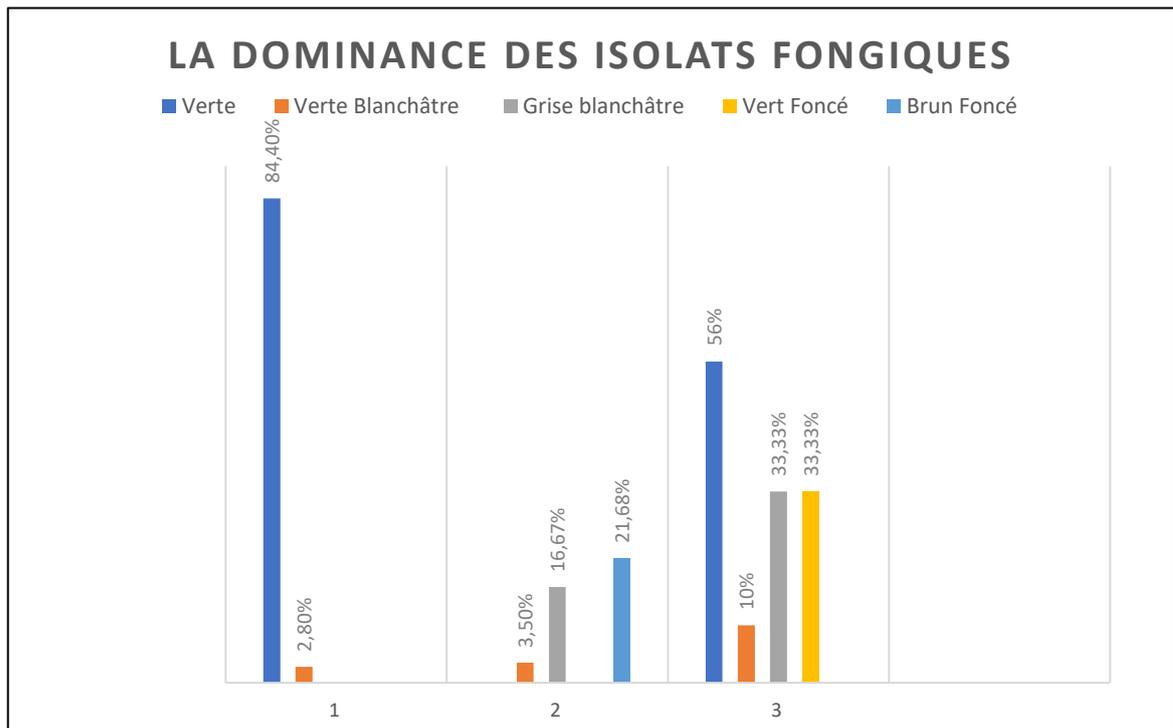


Figure 15: Pourcentage de la dominance des isolats fongiques.

III.2. Purification et identification des isolats :

II.2.1. Identification macroscopique et microscopique :

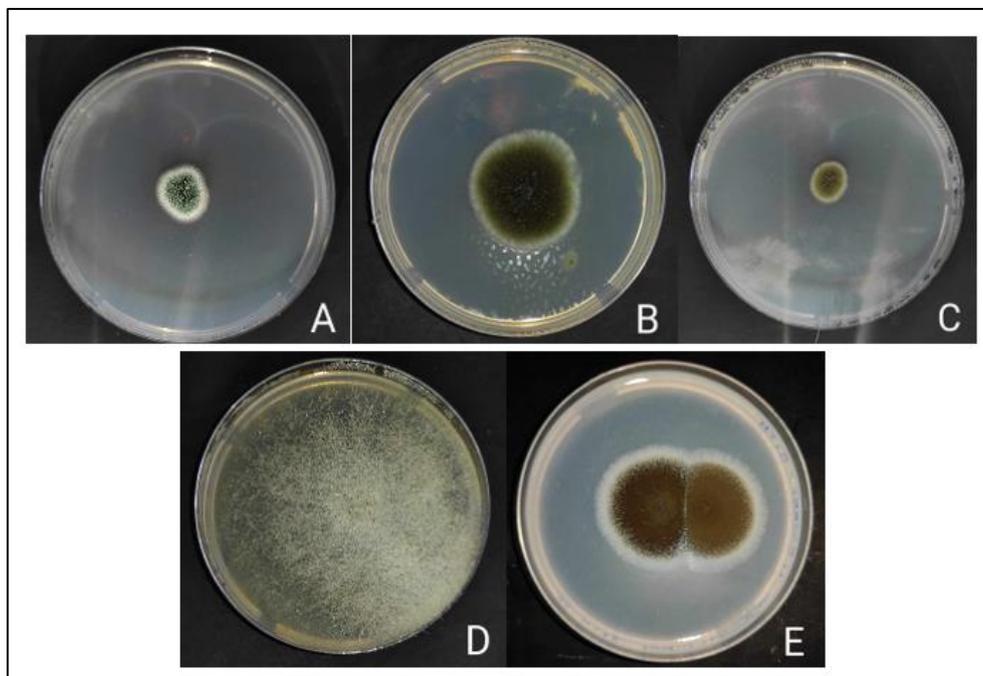


Figure 16 : résultat macroscopique de la purification des isolats fongiques.

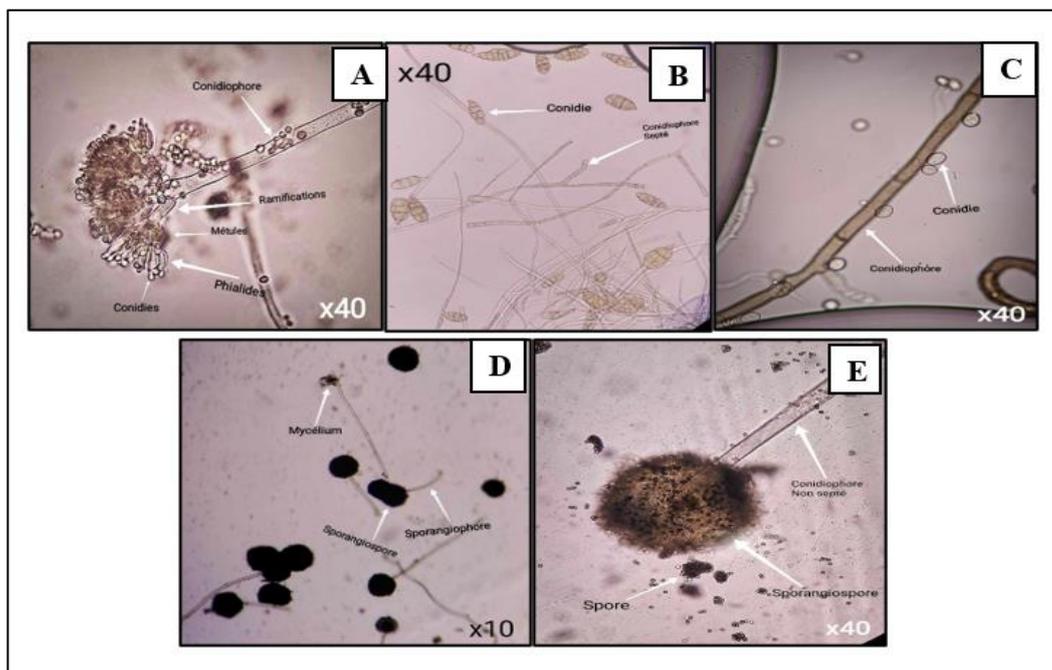


Figure 17 : résultat microscopique de la purification des isolats fongiques.

L'isolat A (Verte Blanchâtre) :

L'isolat Fongique se développe rapidement sous forme de colonies circulaires de couleur vertes blanches avec un revers blanc jaunâtre et une texture veloutée (**Fig. 16A**). Le mycélium est cloisonné et porte de nombreux conidiophores isolés et ramifiés, qui se terminent par un pénicille. Ce pénicille est constitué de phialides, ces derniers sont directement reliés à l'extrémité des conidiospores (**Fig. 17A**), Ces colonies montrent une distribution plus équilibrée mais moins dominante par rapport aux autres isolats, elles représentent 2,80% dans la Boîte 1, mais augmentent à 3,50% dans la Boîte 2 et atteignent 10% dans la Boîte 3 (**Fig.15**). Selon des critères de (**Pitt, 1979 ; Samson et pitt, 1985 ; Botton et al.,1990.**) l'isolat ressemble à *Penicillium.sp.*

L'isolat B (Vert foncé) :

Les colonies se présentent sous forme de taches circulaires de couleur foncée, souvent avec des bords réguliers, et variant en taille et en forme. La couleur dominante des colonies oscille entre le brun, le noir et l'olive (**Fig.16B**). Au niveau microscopique, elle se caractérise par des conidiophores dressés portant des conidies en chaînes, généralement de couleur noire ou brun foncé. Les conidies sont typiquement septées, allongées et fusiformes, Des hyphes septés sont également observables (**Fig.17B**). Les isolats vert foncé présentent une dominance plus sporadique. Dans la Boîte 3, les isolats vert foncé représentent 33,33% des colonies, alors qu'elles ne sont pas présentes dans les autres boîtes (**Fig.15**).

Selon des critères de (**Schmid et al., 2005**) cet isolat ressemble à *Alternaria.sp.*

Son développement rapide et la morphologie des conidies alignent ces observations avec les descriptions de (Mouden, N *et al.*,2013).

L'isolat C (Verte) :

Les colonies se développent rapidement et sont généralement floconneuses, avec des teintes allant du gris au brunâtre, souvent plus foncées au centre (Fig.16C). Microscopiquement, Les spores sont de forme ovale à allongée. Les résultats montrent une prédominance marquée des colonies fongiques vertes dans la majorité des boîtes de Pétri (Fig.17C). En effet, dans la Boîte 1, les colonies vertes représentent 84,40% des espèces identifiées, tandis que dans la Boîte 3, elles constituent 56% des colonies (Fig.15).

Selon des critères couramment utilisés (Jarvis 1977, 1980 ; Zhou *et al.*, 2014 ; Saito *et al.*,2016) cet isolat ressemble à *Botrytis.sp.* En effet, les études mené par (Mouden, N *et al.*,2013) corroborent cette identification.

L'isolat D (Grise blanchâtre) :

Les colonies se caractérisent par une croissance rapide, formant des masses épaisses et duveteuses. Initialement blanches, elles peuvent évoluer vers des teintes grises, brunâtres au fil du temps. La texture des colonies est cotonneuse, donnant une apparence semblable à du coton. Leur croissance est expansive, couvrant rapidement la surface du substrat en quelques jours, et leur aspect aérien (Fig.16D). Sous le microscope, elle révèle ses hyphes larges et non cloisonné. Les sporangiophores, dressés et parfois ramifiés, supportent des sporanges sphériques remplis de sporangiospores (Fig.17D). Les isolats grises blanchâtres montrent une distribution plus équilibrée mais moins dominante par rapport à d'autres isolats, elles montrent une distribution plus faible mais stable, avec des pourcentages de 16.67% et 33.33% dans les Boîtes 2 et 3 respectivement (Fig.15).

Selon des critères de (Chabasse *et al.*, 2002 ; Walsh *et al.*,2012) l'isolat ressemble au *Mucor.sp*

L'isolat E (Brun foncé) :

Elle est de couleur brun. Sa texture est initialement cotonneuse et blanche, évoluant vers une texture pulvérulente foncé avec le temps (Fig.16E). Microscopiquement, elle est composée d'hyphes cloisonnés formant un mycélium dense, avec des conidiospores produits sur des conidiophores ramifiés(Fig.17E). Les isolats brun foncé présentent une dominance plus sporadique. Dans la Boîte 2, les colonies brun foncé montrent une dominance notable avec 21,68%, mais ne sont pas identifiées dans les autres boîtes (Fig.15).

Selon les critères de (Nolant *et al.*,1998 ; Klich.2002.) l'isolat ressemble à *Aspergillus.sp.*

Son isolement, bien que moins fréquent, nécessite une attention particulière pour éviter les risques sanitaires, tel qu'a souligné (Mouden, N *et al.*,2013).

III.3. Evaluation de l'activité antifongique :

III.3.1. Résultats d'ensemencement des souches fongiques :

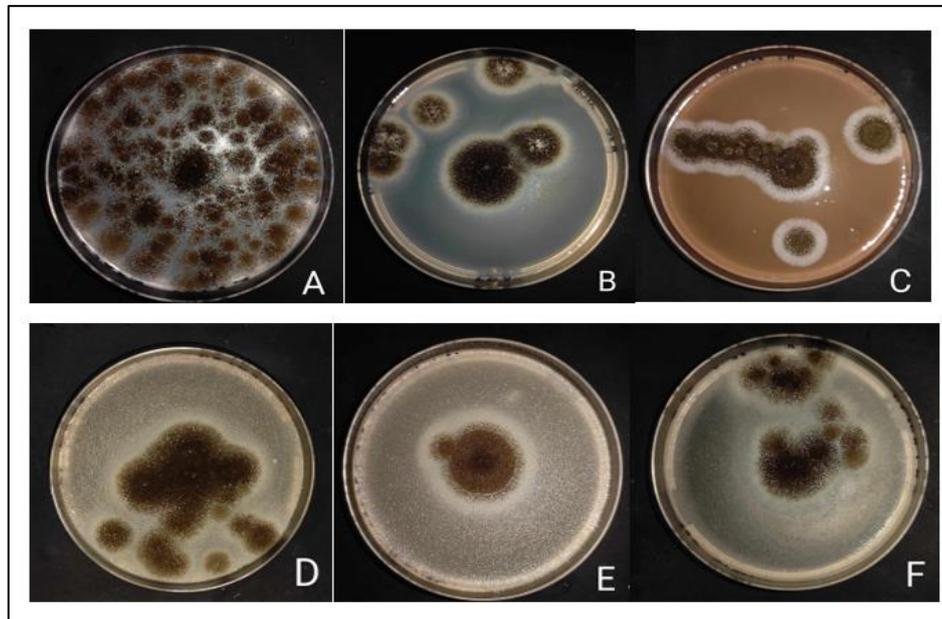


Figure 18 : Activité antifongique d'*Aspergillus.sp.*

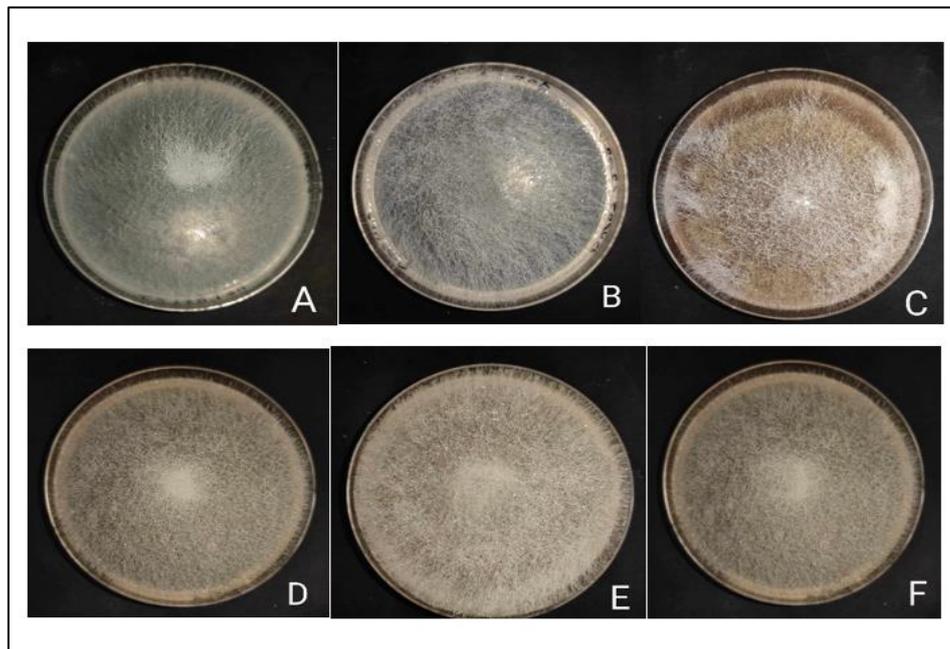


Figure 19 : Activité antifongique *Mucor.sp.*

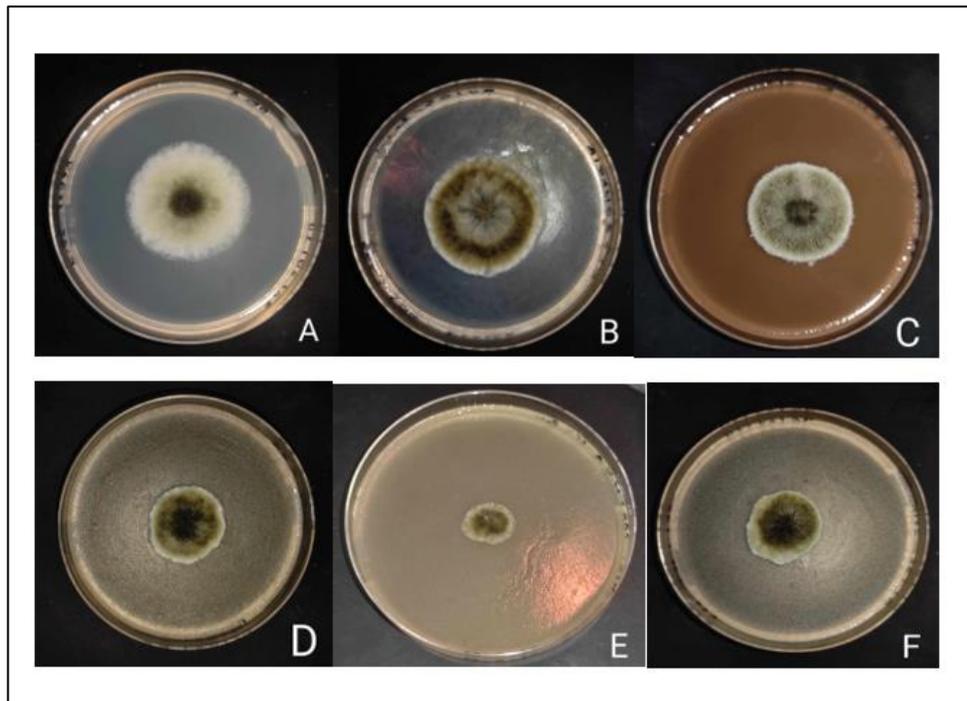


Figure 20: Activité antifongique d'*Alternaria.sp.*

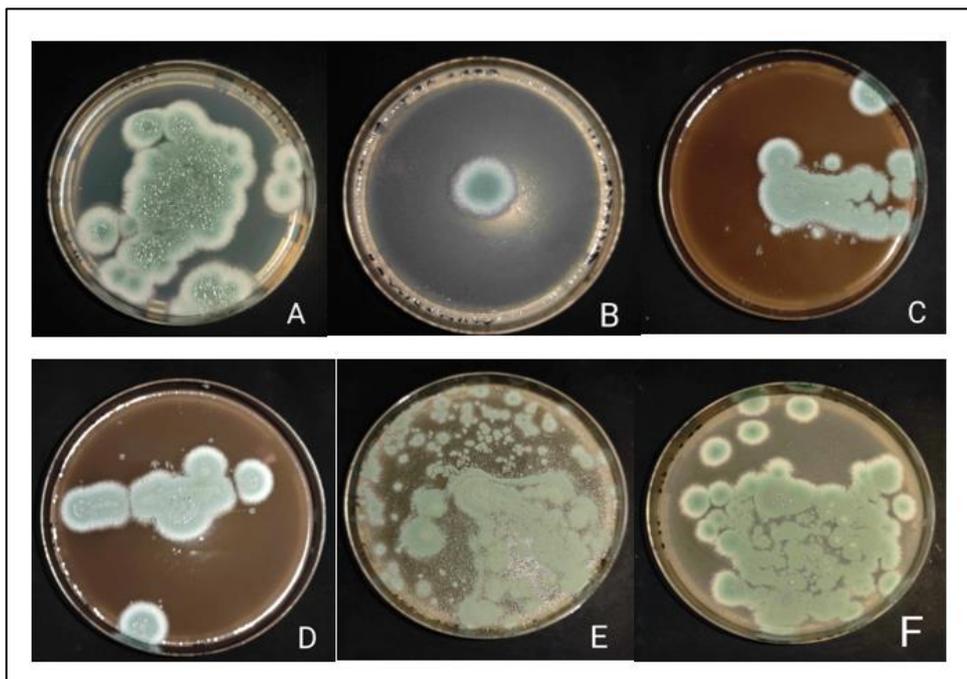


Figure 21 : Activité antifongique *Penicillium.sp.*

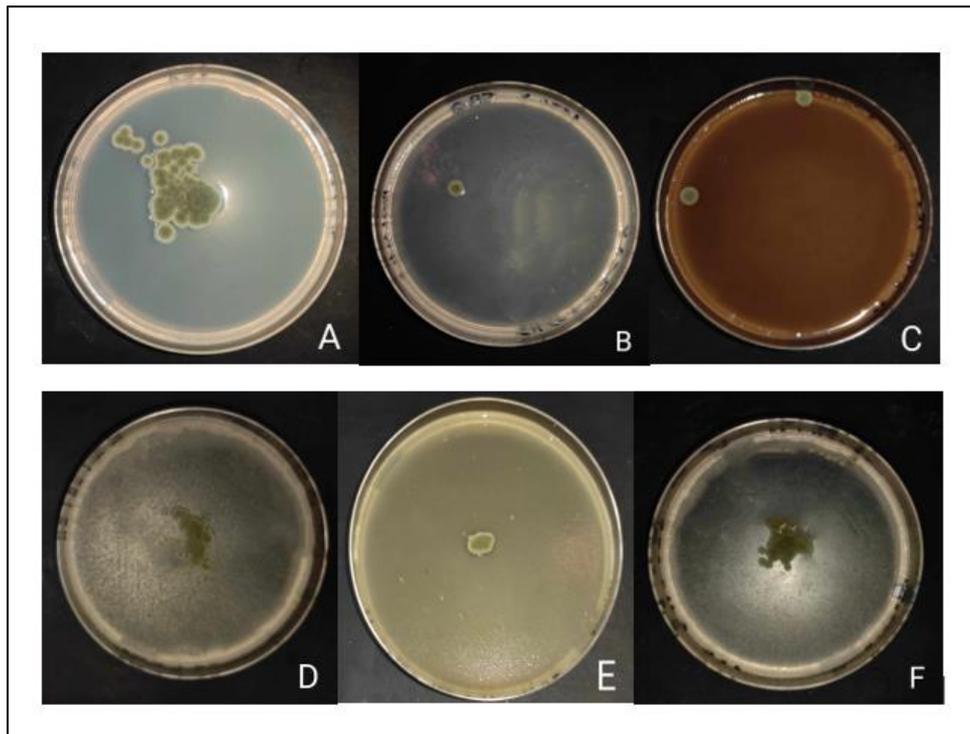


Figure 22 : Activité antifongique *Botrytis.sp.*.

Tableau 5: Légende des résultats de l'activité antifongique.

A	<i>PDA TEMOIN</i>	D	<i>PDA + 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS</i>
B	<i>PDA + 100% GOMME D'ACACIA</i>	E	<i>PDA + 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS</i>
C	<i>PDA + 100% PROPOLIS</i>	F	<i>PDA + 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA</i>

III.3.1.2. Résultats de l'évaluation de l'activité antifongique :

Tableau 6 : Résultats de l'évaluation de l'activité antifongique.

Espèce Fongique	Concentration	Diamètre	P.I.C.D %
<i>Aspergillus.sp</i>	A	0.1 – 3.7cm	
	B	1.0 – 2.0cm	21%
	C	0.5 – 1.0cm	61%
	D	0.5 – 1.5cm	47%
	E	0.5 – 2.0cm	34%
	F	0.4 – 2.0cm	37%
<i>Mucor.sp</i>	A	8.5cm	
	B	8.5cm	0%
	C	8.5cm	0%
	D	8.5cm	0%
	E	8.5cm	0%
	F	8.5cm	0%
<i>Alternaria.sp</i>	A	4.5cm	
	B	4.0cm	11%
	C	3.0cm	33%
	D	2.8cm	38%
	E	1.5cm	67%
	F	2.8cm	38%
<i>Penicillium.sp</i>	A	0.5-3.0cm	
	B	1.5cm	14%
	C	0.1-2cm	40%
	D	1.0-1.5cm	29%
	E	0.1-1.0cm	69%
	F	0.5-1cm	57%
<i>Botrytis.spp</i>	A	0.1-1.8cm	
	B	0.2cm	79%
	C	0.3cm	68%
	D	0.1-0.5cm	68%
	E	0.6cm	37%
	F	0.1-0.8cm	53%

Tableau 7: Légende des résultats de l'activité antifongique.

A	PDA TEMOIN	D	PDA + 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS
B	PDA + 100% GOMME D'ACACIA	E	PDA + 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS
C	PDA + 100% PROPOLIS	F	PDA + 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA

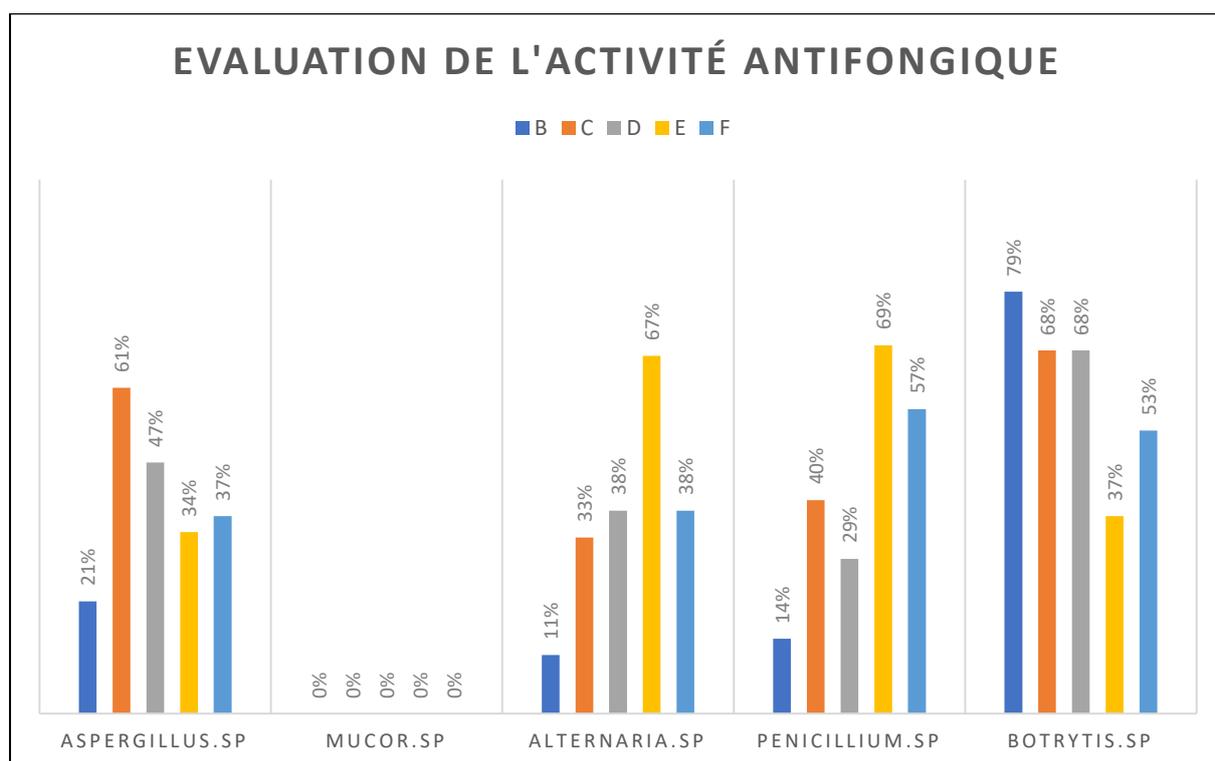


Figure 23 : Pourcentage de l'évaluation de l'activité antifongique sur quelques isolats fongiques.

B : 100% GOMME D'ACACIA, **C** : PDA + 100% PROPOLIS, **D** : PDA + 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS, **E** : PDA + 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS, **F** : PDA + 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA

L'activité antifongique a été classée selon les pourcentages suivants : De 30 à 40 % pour une faible activité, de 50 à 60 % pour une activité modérée, de 60 à 70 % pour une bonne activité, et supérieur à 70 % pour une excellente activité (Abdellatif *et al.* 2011).

Aspergillus.sp. et *Penicillium.sp.* ont montré une inhibition de croissance significative lorsqu'ils sont exposés à une concentration de propolis pure (100 %), avec des taux d'inhibition

de 61 % et 69 % respectivement. En comparaison, une combinaison de 75% de propolis et de 25 % de gomme d'acacia a entraîné une inhibition de 47 % pour *Aspergillus.sp.*

Cette efficacité est attribuée à la composition chimique de la propolis, telle que démontrée par (M.P, 1984) et (Perreau,1985) La propolis contient des flavonoïdes, des phénols et des acides aromatiques, reconnus pour leurs puissantes propriétés antimicrobiennes.

Les flavonoïdes et les acides phénoliques présents dans la propolis peuvent altérer la perméabilité de la membrane cellulaire des moisissures, provoquant une perte de composants cellulaires essentiels et conduisant à la mort cellulaire. De plus, les composés phénoliques peuvent inhiber des enzymes cruciales au sein des cellules fongiques, perturbant ainsi leur métabolisme. (M.P ,1984 ; Perreau,1985).

En ce qui concerne *Botrytis.sp* et *Alternaria.sp*, La gomme d'acacia pure (100%) a montré une excellente activité antifongique respectivement 79% d'inhibition, parallèlement, *Alternaria.sp* a démontré une excellente activité antifongique avec 67% d'inhibition avec la combinaison de 75% de gomme d'acacia et 25%.

L'efficacité de la gomme d'acacia est attribuée à ses principaux composants, tels que les flavonoïdes, les tanins, les stérols et les oses, ainsi qu'à d'autres propriétés physico-chimiques. En tant que polysaccharide complexe, la gomme d'acacia peut former une barrière physique autour des spores fongiques, inhibant leur germination et leur croissance. De plus, ses propriétés filmogènes créent une couche protectrice autour des fruits, limitant l'accès des pathogènes aux nutriments nécessaires à leur développement, selon la recherche menée par (Najett *et al.*, 2020). Cette capacité à protéger les fruits contre les pathogènes est également soutenue par des études antérieures, qui a démontré l'efficacité des polysaccharides dans la protection des plantes.

Enfin, Aucun des traitements n'a montré une activité antifongique efficace contre *Mucor.sp*, tous les diamètres de croissance étant similaires au témoin (8,5 cm) et par la suite d'un pourcentage d'inhibition de 0%.

III.4. Efficacité d'enrobage :

III.4.1. Résultats de l'efficacité d'enrobage :

Les résultats suivants détaillent l'état des fraises immédiatement après l'application des enrobages le jour 0, 3, 5 et 7 jours de conservation (**Fig. 1, 2, 3 et 4**).

Les tableaux ci-dessous présentent ces résultats en détail :

Tableau 8 : Description des résultats de l'enrobage de la première série. (Série 1).

SERIE 1 (JOUR 0)	Lot	Description de l'enrobage	Aspect des fraises
	Lot 1	Témoin sans enrobage	Aspect naturel sans modification
	Lot 2	100% Gomme d'acacia	Surface légèrement brillante
	Lot 3	100% Propolis	Apparence légèrement opaque et collante
	Lot 4	50%Gomme d'acacia 50% Propolis	Couverture semi-brillante ,légère adhésivité
	Lot 5	75% gomme d'acacia 25% Propolis	Surface brillante ,adhésion modéré
	Lot 6	75% Propolis 25% Gomme d'acacia	Surface plus opaque et adhérente

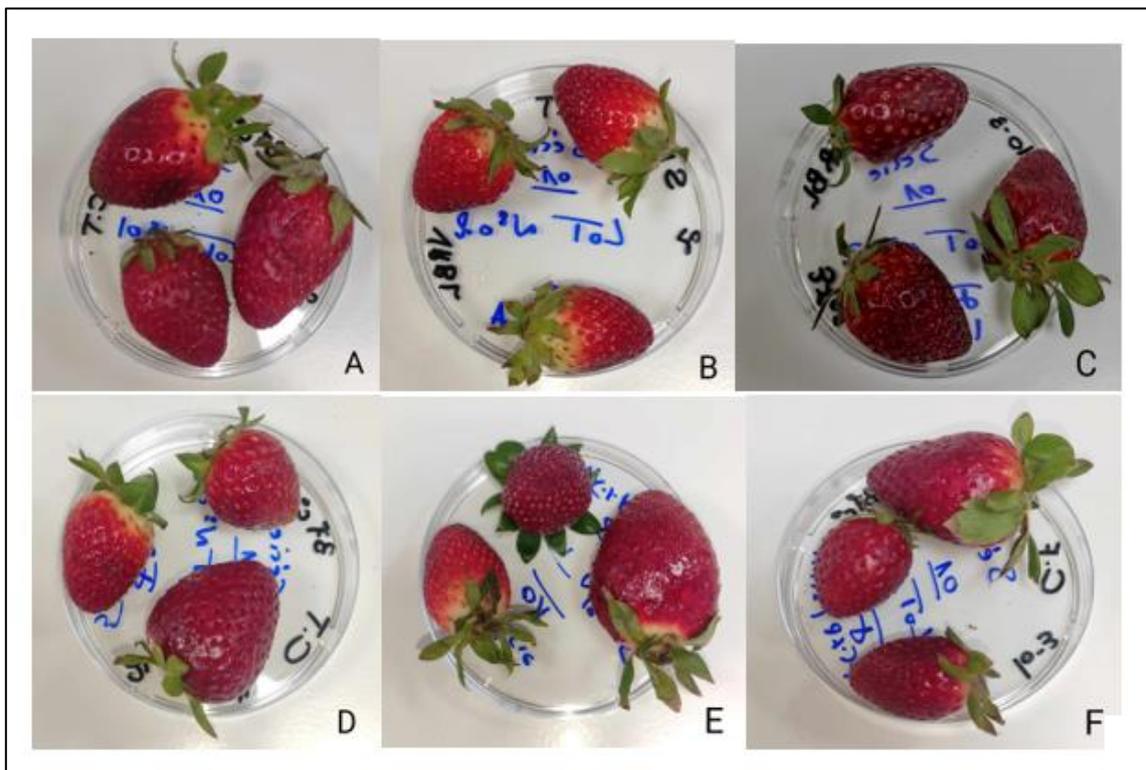


Figure 24 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 1)

Tableau 9: Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Série 1)

A	<i>LOT 1 TEMOIN</i>	D	<i>LOT 4 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS</i>
B	<i>LOT 2 100% GOMME D'ACACIA</i>	E	<i>LOT 5 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS</i>
C	<i>LOT 3 100% PROPOLIS</i>	F	<i>LOT 6 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA</i>

Tableau 10 : Description des résultats de l'enrobage de la deuxième série. (Série 2)

SERIE 2 (JOUR 3)	Lot	Description de l'enrobage	Aspect des fraises
	Lot 1	Témoin sans enrobage	Commence à montrer des signes de pourrissement, légère perte de fermeté.
	Lot 2	100% Gomme d'acacia	Surface légèrement brillante, Aucune moisissure n'a été observée visuellement
	Lot 3	100% Propolis	Apparence légèrement opaque et collante, Aucune moisissure n'a été observée visuellement
	Lot 4	50%Gomme d'acacia 50% Propolis	Couverture semi-brillante, légère adhésivité, Aucune moisissure n'a été observée visuellement
	Lot 5	75% gomme d'acacia 25% Propolis	Surface un peu brillante, adhésion modérée, Aucune moisissure n'a été observée visuellement
	Lot 6	75% Propolis 25% Gomme d'acacia	Surface plus opaque et adhérente, une petite perte de fraîcheur et, Aucune moisissure n'a été observée visuellement.

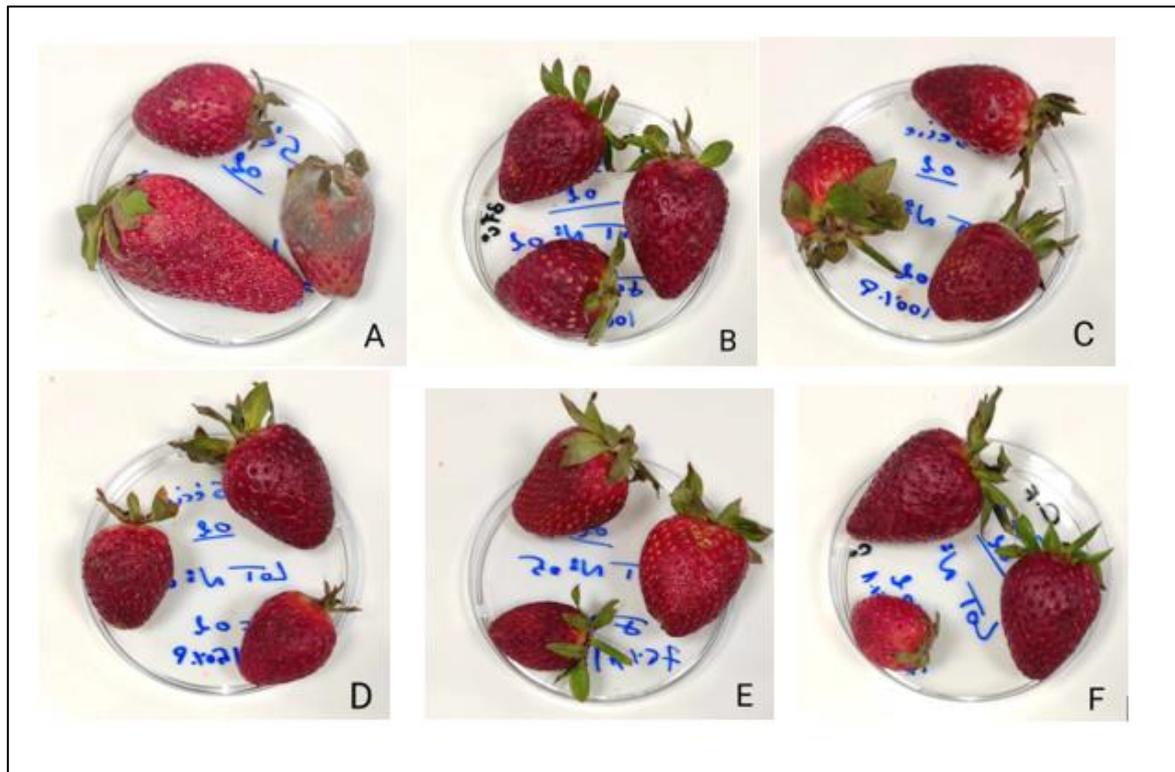


Figure 25 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 2).

Tableau 11: Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Serie 2)

A	<i>LOT 1 TEMOIN</i>	D	<i>LOT 4 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS</i>
B	<i>LOT 2 100% GOMME D'ACACIA</i>	E	<i>LOT 5 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS</i>
C	<i>LOT 3 100% PROPOLIS</i>	F	<i>LOT 6 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA</i>

Tableau 12 : Description des résultats de l'enrobage de la troisième série. (Série 3)

SERIE 3 (JOUR 5)	Lot	Description de l'enrobage	Aspect des fraises
	Lot 1	Témoin sans enrobage	Commence à montrer des pourritures, légère perte de fermeté, fraîcheur réduite.
	Lot 2	100% Gomme d'acacia	Apparition de moisissures, fraîcheur réduite, brillance diminuée.
	Lot 3	100% Propolis	Apparence légèrement opaque et collante, pas de brillance forte apparition de moisissures.
	Lot 4	50%Gomme d'acacia 50% Propolis	Aucune moisissure, fraises saines fraîcheur conservée, brillance maintenue.
	Lot 5	75% gomme d'acacia 25% Propolis	Brillance diminuée adhésion modéré, apparition des moisissures,
	Lot 6	75% Propolis 25% Gomme d'acacia	Surface plus opaque et adhérente, une petite perte de fraîcheur et apparition des moisissures.

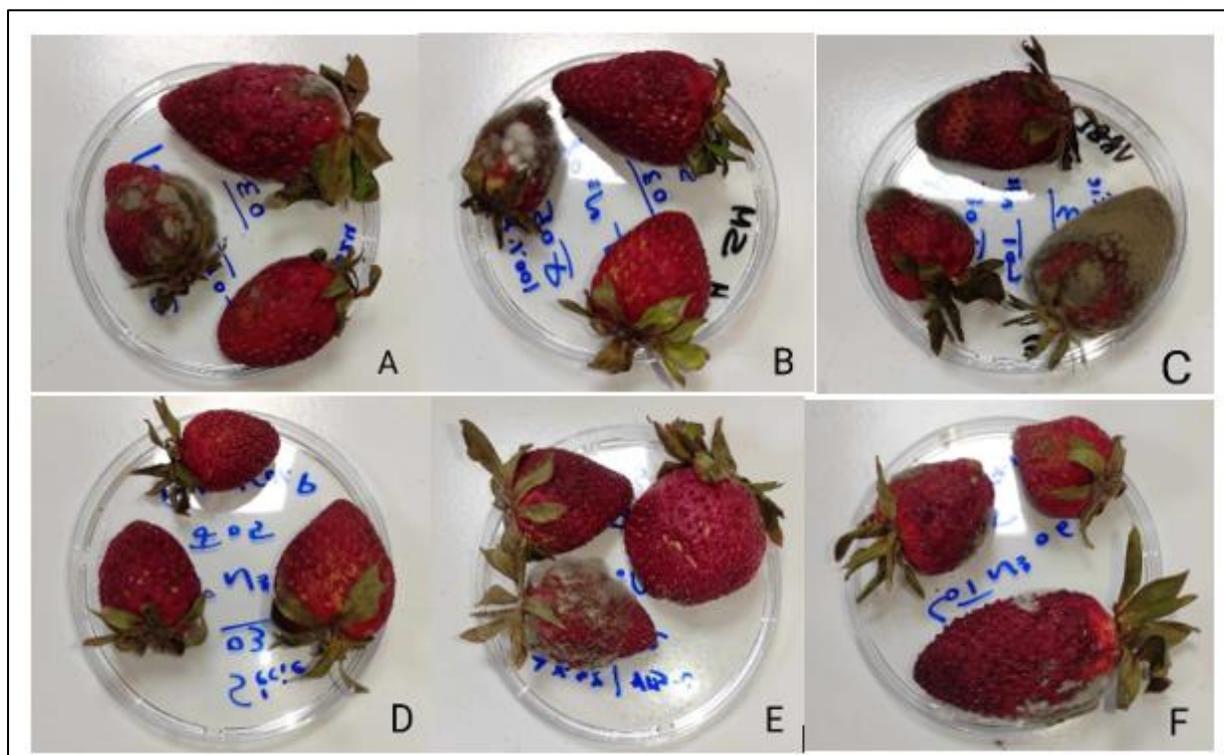


Figure 26 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 3).

Tableau 13: Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Serie 3)

A	LOT 1 TEMOIN	D	LOT 4 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS
B	LOT 2 100% GOMME D'ACACIA	E	LOT 5 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS
C	LOT 3 100% PROPOLIS	F	LOT 6 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA

Tableau 14 : Description des résultats de l'enrobage de la quatrième série. (Série 4)

	Lot	Description de l'enrobage	Aspect des fraises
SERIE 4 (JOUR 7)	Lot 1	Témoin sans enrobage	Pourriture très avancée, perte de fermeté importante.
	Lot 2	100% Gomme d'acacia	Altérations visibles, perte de brillance totale et de fermeté significative
	Lot 3	100% Propolis	Pourriture différenciée : certaines pièces avec nourriture complète d'autres partielle.
	Lot 4	50%Gomme d'acacia 50% Propolis	Pourriture différenciée : certaines pièces avec nourriture complète d'autres partielle.
	Lot 5	75% gomme d'acacia 25% Propolis	Pourriture avancée, perte de brillance et de fermeté.
	Lot 6	75% Propolis 25% Gomme d'acacia	Pourriture avancée et perte de fermeté.

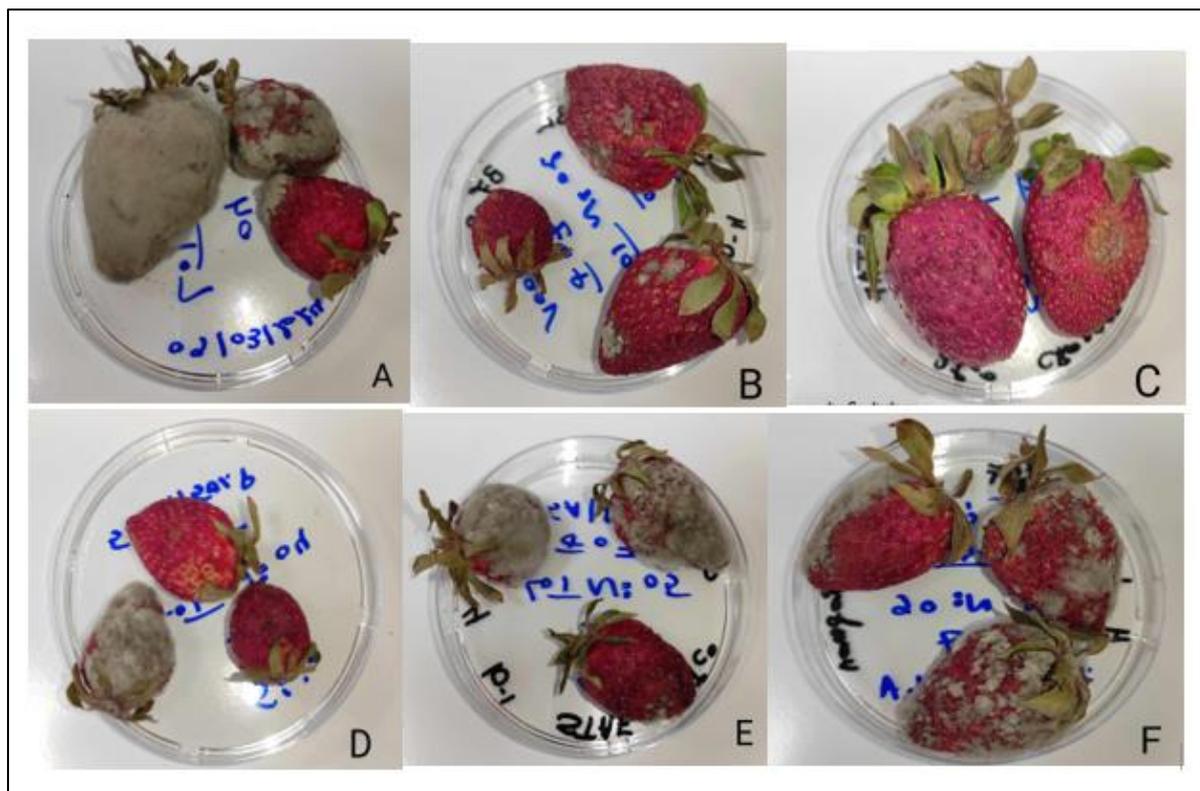


Figure 27 : Résultat de l'enrobage des fraise (Série 4).

Tableau 15: Légende des résultats De l'enrobage des fraises (Série 4)

A	<i>LOT 1 TEMOIN</i>	D	<i>LOT 4 50% GOMME D'ACACIA 50% PROPOLIS</i>
B	<i>LOT 2 100% GOMME D'ACACIA</i>	E	<i>LOT 5 75% GOMME D'ACACIA 25% PROPOLIS</i>
C	<i>LOT 3 100% PROPOLIS</i>	F	<i>LOT 6 75% PROPOLIS 25% GOMME D'ACACIA</i>

L'enrobage des fraises avec des combinaisons de gomme d'acacia et de propolis a été évalué sur une période de 7 jours. Les résultats montrent que ces enrobages peuvent prolonger la durée de conservation des fraises en retardant l'apparition de moisissures.

Le Jour 0, les fraises enrobées de gomme d'acacia étaient brillantes, tandis que celles enrobées de propolis étaient opaques et collantes

Après 3 Jours, aucune moisissure visible sur les fraises enrobées, indiquant une protection efficace.

Après 5 Jours, les lots 4 (50% gomme d'acacia et 50% propolis) ont montré une meilleure conservation de la fraîcheur et aucune moisissure apparente, tandis que d'autres lots commençaient à montrer des signes de détériorations, ce qui renforce les résultats des tests d'évaluation présentés plus haut dans ce chapitre.

Après 7 Jours : Le lot témoin sans enrobage montrait une pourriture avancée, tandis que les autres lots avaient des niveaux variés de pourriture. Le lot 4 présentait des signes de pourriture différenciée (50% gomme d'acacia et 50% propolis), mais dans l'ensemble, les fraises enrobées ont mieux conservé leur fermeté et fraîcheur, et cela est dû à l'association de la propolis et de la gomme d'acacia qui a amplifié l'effet antifongique en combinant les actions antifongiques de la propolis et gomme d'acacia (**Rolin, 1984 ; Perreau, 1985**). Les enrobages peuvent réduire l'échange gazeux et la perte d'humidité, ralentissant ainsi le métabolisme des fruits et retardant la dégradation et la croissance fongique.

Conclusion

Conclusion

Cette étude a exploré l'isolement, la purification et l'identification de différentes moisissures provenant de fraises, ainsi que l'évaluation de l'activité antifongique de divers enrobages à base de propolis et de gomme d'acacia. Les résultats obtenus offrent des perspectives prometteuses pour l'utilisation de ces substances naturelles dans la protection post-récolte des fruits, en particulier les fraises.

L'analyse a révélé la présence de plusieurs espèces fongiques, notamment *Penicillium sp.*, *Alternaria sp.*, *Botrytis sp.*, *Mucor sp.*, et *Aspergillus sp.* Ces isolats ont été identifiés à travers des méthodes macroscopiques et microscopiques, montrant une diversité significative dans leur dominance et caractéristiques morphologiques. Par exemple, *Penicillium sp.* et *Botrytis sp.* ont montré une prédominance marquée dans certaines boîtes de Pétri, illustrant la variabilité de la colonisation fongique.

L'activité antifongique des enrobages à base de propolis et de gomme d'acacia a été évaluée. Les résultats ont démontré une inhibition significative de la croissance des moisissures, en particulier pour *Aspergillus sp.* et *Penicillium sp.*, avec des taux d'inhibition atteignant respectivement 61 % et 69 % lorsqu'ils sont exposés à de la propolis pure. En revanche, *Mucor sp.* n'a montré aucune sensibilité aux traitements appliqués, indiquant une résistance notable.

L'efficacité des enrobages peut être attribuée aux propriétés chimiques de la propolis, riche en flavonoïdes et en acides phénoliques, et de la gomme d'acacia, contenant des polysaccharides et des tanins. Ces composants ont démontré leur capacité à altérer la perméabilité des membranes cellulaires fongiques, perturbant ainsi leur métabolisme et conduisant à leur mort.

Les essais d'enrobage ont montré que les mélanges de gomme d'acacia et de propolis offrent une protection substantielle contre le développement de moisissures sur les fraises. Notamment, les enrobages composés à 50 % de gomme d'acacia et 50 % de propolis ont maintenu la fraîcheur et la brillance des fraises tout en inhibant la croissance des pathogènes jusqu'au jour 7 de conservation.

Les résultats de cette étude suggèrent que l'utilisation de propolis et de gomme d'acacia comme agents antifongiques naturels peut être une stratégie efficace pour prolonger la durée de conservation des fraises et potentiellement d'autres fruits. Ces résultats sont particulièrement pertinents dans un contexte où la réduction de l'utilisation de produits chimiques de synthèse devient une priorité pour la santé publique et l'environnement.

Pour des recherches futures, il serait bénéfique d'explorer les mécanismes d'action précis de ces substances à un niveau moléculaire, ainsi que de tester leur efficacité sur une plus grande variété de fruits et contre un spectre plus large de pathogènes. De plus, l'optimisation des concentrations et des combinaisons d'enrobages pourrait améliorer encore leur efficacité et leur application pratique dans l'industrie alimentaire.

En conclusion, cette étude apporte une contribution significative à la bioconservation des fraises, offrant une alternative naturelle et efficace aux traitements chimiques traditionnels. Les propriétés antifongiques de la propolis et de la gomme d'acacia, combinées à leur innocuité pour la consommation humaine, en font des candidats prometteurs pour une application commerciale à grande échelle.

Références bibliographiques

A

Abdellatif, F., Bekkal Brikci, S., Markouk, M., Bekkouche, K., & Bekkach, M. (2011). Pourcentage d'inhibition de la croissance diamétrale des champignons par des huiles essentielles. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(26), 6140-6148.

Abdel-Mawgoud AM, Markham KA, Palmer CM, Liu N, Stephanopoulos G, Alper HS : Metabolic engineering in the host *Yarrowia lipolytica*. *Metab eng* 2018.

ACHETBI, H. 2021. Les Alternarioses (*Alternaria* spp.) des agrumes : Diagnostic et méthodes de lutte. In IAV.

AGALA. A, 2013. (Coordonateur du Projet d'Appui à la Filière Gomme Arabique (PAFGA). In un article sur tchadinfos.com : Le Tchad néglige la filière Gomme Arabique | Tchadinfos.com | Portail d'information sur l'actualité tchadienne et internationale

Al Marghitas L., Dezmirean D.S and Bobis O. (2013) Important development in Romanian propolis research. *Evidence-Based complementary and Alternative Medicine*, p: 9

AL-ASSAF S., PHILLIPS G. O. et WILLIAMS P. A., 2005. Studies on Acacia exudates gums: part II. Molecular weight comparison of the Vulgares and Gummiferae series of Acacia gums. *Food Hydrocolloids*, 19(4), 661-667

Amselem, J., C. A. Cuomo, J. A. L. van Kan, M. Viaud, E. P. Benito, A. Anesiadis. T, George Karaoglanidis, K. Tzavella-Klonari 2003-Protective, Curative and Eradicant Activity of the Strobilurin Fungicide Azoxystrobin against *Cercospora beticola* and *Erysiphe betae*. *Journal of Phytopathology* 151(11-12):647 - 651 ·

ANDERSON D. M. W., KARAMALLA K. A et SMITH J.H, 1968. In RIDACKER A., DRAYER E., PAFADNAM C., JOLY H et BORY G, 1991. *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides.*, P 284.

Anjum, S. I., Ullah, A., Khan, K. A., Attaullah, M., Khan, H., Ali, H., & Dash, C. K. (2019). Composition and functional properties of propolis (bee glue): A review. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(7), 1695-1703.

B

Bankova V, Christov R, Kujumgiev A, et al. (1995) Chemical composition and antibacterial activity of Brazilian propolis. *Z Naturforsch C* 50: 167–72

Barnett JA, Payne RW, Yarrow D : *Yeasts : Characteristics and Identification* : Cambridge University Press ; 1983.

Beadle, N.C.W. (1981a). Origins of the Australian Angiosperm Flora in 'Ecological Biogeography of Australia' ed. A. Keast. (Junk: The Hague).

BENTHAM G., 1842. Notes on Mimosaceae, with a synopsis of species. *London J.Bot.*1, 494–528

Berg, M.A. van den (1977). Natural enemies of certain acacias in Australia. *Proc. of the 2nd National Weeds Conf. of South Africa, Stellenbosch* 2–4 February 1977.

BLACKWELL, M., VILGALYS, R., JAMES.T-Y., TAYLOR, J-W. 2012. *Fungi, Eumycota : mushrooms, sac fungi, yeast, molds, rusts, smuts, etc...* Version 30 january 2012.

Bogdanov S (2010) *Propolis: biological properties and medical applications. The propolis book* chap 2

Bogdanov, S. (2012). *Propolis: biological properties and medical applications. The propolis book*, 2, 1

Bonazzi, C., et Bimbenet, J.-J. (2003). *Séchage des produits alimentaires Principes*.

Botton. Breton, A. Fevre, M. Gauthier, S. Guy, P. Larpent, J. P et al. (1990). *Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle (éd. 2ème édition.)*. Paris : masson.

Botton. Breton, A. Fevre, M. Gauthier, S. Guy, P. Larpent, J. P et al. (1990). *Moisissures utiles et nuisibles. importance industrielle (éd. 2ème édition.)*. Paris: masson.

BOULHOT P., 1939. Les acacias épineux de sud marocain. *Bull. Soc. Sci.Nat. Maroc. Rabat.* 73-93. *Carbohydrate Research*, 123(2), 267-279

Boulhot P., 1939. Les acacias épineux du sud marocain. Bull. Soc. Sci. Nat. Maroc. Rabat. 73-93

Boutrou R, Gueguen M : Interests in *Geotrichum candidum* for cheese technology. Int J Food Microbiol 2005, 102(1) :120.

BRAGER, A., RICHER, M.M., ROUSTEL, S. 2007. Alimentation sécurité et contrôles microbiologiques, Edition : Educaagri. PP :38.

Brejová B, Lichancová H, Brázdovič F, Hegedúsová E, Jakúbková MF, Hodorová V, Džugasová V, Baláž A, Zeiselová L, Cillingová A : Genome sequence of the Opportunistic human pathogen *Magnusiomyces capitatus*. Curr Genet 2018 :1-22.

Burdock GA (1998) Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). Food Chem Toxicol 36: 347–63

Burdock GA (1998) Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). Food Chem Toxicol 36: 347–63

C

Carocho, M., Barreiro, M.F., Morales, P., & Ferreira, I.C. (2020). Adding molecules to food, pros and cons: A review on synthetic and natural food additives. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 19(2), 276-303. DOI:10.1111/1541-4337.12516 Meng, X.,

CHABASSE, D., BOUCHARA. J-P., DE GENTILE .L., BRUN. S ., CIMON .B ET PENN .P. 2002. Les moisissures d'intérêt médical, cahier de formation en biologie médicale .n°25.p78.

CHEFTEL J. C., et CHEFTEL H., 1977. Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments. Vol I, 4 ème tirage. Ed. Technique et Documentation, Paris, 367 p.

Chen CN, Wu CL, Shy HS, et al. (2003) Cytotoxic prenylflavanones from Taiwanese propolis. J Nat Prod 66: 503–6

COSSALTER, C., 1991. Acacia senegal: gum tree with promise for agroforestry. NTF Highlights, 91-02. Nitrogen Fixing Tree Association, Hawaii.

CRONQUIST A. J., 1981. In DORAN J. C., BOLAND D. J., TURNBULL J. W., et GUNN B. V., 1983. Guide des semences d'acacias des zones sèches. 2.21 Classification-passée et actuelle. FAO.

D

Daiani M. Silva¹, Luis R. Batista; Elisângela F. Rezende²; Maria Helena P. Fungaro³; Sartori D., Alves

Dalben-Dota KF, Faria MG, Bruschi ML, et al. (2010) Antifungal activity of propolis extract against yeasts isolated from vaginal exudates. *J Altern Complement Med* 16: 285–90

De Hoog GS, Smith MT : *Galactomyces Redhead & Malloch* (1977). In : *The Yeasts*. Edited by Kurtzman CP, Fell JW, Boekhout T, 5 edn. London : Elsevier ; 2011 : 413-420.

De Hoog, G.S.; Smith, M.T. 2004: Ribosomal gene phylogeny and species delimitation in *Geotrichum* and its teleomorphs. *Studies in Mycology*. 50(2). 515p

Deak, T. and Beuchat, L.R. (1987). Identification of Foodborne yeast. *Journal of Food Protection*, 50(3) :243-264.

Djossou O., Perraud-Gaime I., LakhaliMirleau F., Rodriguez-Serrano G., Karou G., Niamke S., Ouzari I., Boudabous A and Roussos S. (2011). Robusta coffee beans Postharvest microflora : *Lactobacillus plantarum* sp. As potential antagonist of *Aspergillus carbonarius*. *Anaerobe*. P : 1-6.

Dobrowolski JW, Vohora SB, Sharma K, et al. (1991) Antibacterial, antifungal, antiamebic, antiinflammatory and antipyretic studies on propolis bee products. *J Ethnopharmacol* 35: 77–82

DUTTA R., RAMAN K. et AGRAWA M., 2002. Effect of tree plantation on the soil characteristics and microbial activity of coal mine spoil land. *Tropical Ecology*. 43, (2). 315-324

E

E. (2011), Identification of fungi of the genus *Aspergillus* section *Nigiti* using polyphasic taxonomy. Brazilian

EL KHOURY, A. 2007. Champignons Mycotoxinogènes et Ochratoxine A (OTA) et Aflatoxine B1 (AFB1) dans les vignobles libanais : Occurrence et Origine. Thèse Présentée pour obtenir le titre de Docteur de l'Institut National Polytechnique de Toulouse.

Elad, Y., and Stewart, A., 2004-Microbial control of *Botrytis* spp, p. 223-241, in: *Botrytis: biology, pathology and control*. Y. Elad, B. Williamson, P. Tudzynski and N. Delen, eds. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.

EliskasesLechner F, Guéguen M, Panoff JM : Yeasts and molds *Geotrichum Candidum*. In : *Encyclopedia of Dairy Sciences (Second Edition)*. Edited by Fuquay JW. San Diego : Academic Press ; 2011 : 765-771.

F

FAGG C.W., 1992. In WICKENS G.E, SEIF EL DIN A.G, GUINKO S et IBRAHIM N., 1996. Rôle des acacias dans l'économie rurale des régions sèches d'Afrique et du Proche-Orient. Quatrième partie: Quelques espèces choisies d'acacias. FAO.

Farah, A., B. Satrani, M. Fechtal, A. Chaouch and M. Talbi (2001). Chemical composition and antibacterial and antifungal activity of *Eucalyptus camaldulensis* essential oils and its natural hybrid. *Acta. Bot. Gall.*, 148(3): 183-190.

Fernández-Ortuño, D. and G. Schnabel., 2012-First report of thiophanate-methyl resistance in *Botrytis cinerea* on strawberry from South Carolina. *Plant Dis.* 96:1700.

G

GAMS W, CHRISTENSEN M, ONIONS A.H.S, ET AL. 1986. Infrageneric taxo of *Aspergillus*, in : Samson R.A. Pitt J.I. *Advances of Penicillium and Aspergillus systematics*. London New-York, Plenum Publi.

GREEN J.W., 1981. In DORAN J. C., BOLAND D. J., TURNBULL J. W., et GUNN B. V., 1983. Guide des semences d'acacias des zones sèches. 2.21 Classification-passée et actuelle. FAO

Greenaway WST, Whatler FR (1990) The composition and plant origins of propolis. *Bee World* 71: 107–18

Groves, J. W., and Loveland, C. A., 1953-The connection between *Botryotinia fuckeliana* and *Botrytis cinerea*. *Mycologia* 45:415-425.

GUEZLENE, N-T., KAHLOUCHE.B., ATHAMANI, S-G. 2008. Microbiologie travaux pratiques 2ème édition corrigée 2012. p 32.p140.

GUEZLENE, N-T., KAHLOUCHE.B., ATHAMANI, S-G. 2008. Microbiologie. Travaux Pratiques .2ème année TCB et LMD.5ème édition corrigée11-2008. P41.

Guinet Ph., and Vassal J., 1978. Hypothesis on the differentiation of the Major group in the genus *Acacia* (Leguminosae). *Kew. Bull.* 32, (3), 509-527.

Guinet Ph., et Sauvage CH., 1954. Les Hamadas sud marocaines. *Trav. Inst. Sc. Chérifien, Série Gener.* 2, 75-167,12 pl. carte.

GUINET PH., et VASSAL J., 1978. Hypotheses on the differentiation of the major groups in the genus *Acacia* (Leguminosae). *Kew Bull.* 32, 509–27

Guiraud 1998 ,Microbiologie alimentaire. Techniques d'analyse microbiologiques. Éd., Dunod.
HmouniA.,OihabiL.,A.Badoc,DouiraA.(2003).Etude dela résistance de *Botrytis cinerea* aux Benzimidazo les Dicarboximides et Dithiocarbamates dans les cultures abritées de tomate de la région du Gharb(MAROC).*Bull.Soc.Pharm*,vol.142,p.79-100.

H

Hakim alilou., 2012- Etude phytochimique et antifongique de deux plantes du Sud du Maroc : *Asteriscus graveolens* subsp. *odorus* (Schousb.) Greuter et *Asteriscus imbricatus* (Cav.) DC. Thèse de doctorat es Sciences Biologiques de Université Ibn Zohr d'Agadir.215p.

Hassan, H.A., & Salama, A.A. (2018). Antimicrobial and Antioxidant Properties of Edible Films Containing Acacia Gum and Essential Oils. *Journal of Food Quality*, 2018, 7398590. DOI:10.1155/2018/7398590

Hennebert GL., 1973-Botrytis and Botrytis-like genera. *Persoonia* 7: 183-204

HERITAGE, J., EVANS, E.G-V., KILLINGTON, R-A. 1996.Introductory microbiology. Edition : Cambridge University press, PP : 8-18-23.

Houissa, H. (2020). Les Mycotoxines du mil : occurrence et flore fongique, Université Montpellier ; Université de Tunis El-Manar. Faculté des Sciences

HU B., DUAN C., WANG Z., ZHANG S., et QUI L., 2002. Effect of vegetation rehabilitation measures on soil fertility and soil enzymatic activity in degraded ecosystem *Environmental Science. China. Turang Xuebao*,39 (4), 604-608

Hurst, C. J., Crawford, R. L., Garland, J. L., Lipson, D. A., Mills, A. L., & Stetzenbach, L. D. (Eds.). (2007). *Manual of Environmental Microbiology*. ASM Press.

J

J. Varga, J.C. Frisvad, R.A. Samson, (2011),Two new aflatoxin producing species, and an overview of *Aspergillus* section *Flavi*,*Studies in Mycology*, 69, pp. 57-80

J.I. Pitt, 1975, The genus *Penicillium* and its teleomorphic states *Eupenicillium* and *Talaromyces* ,*Academic Press Inc, London* (1979)

JACOBS, S.W.L., et PICKARD, J. (1981). In DORAN, J.C. BOLAND, D.J. TURNBULL, J.W. ET GUNN B.V., 1983. Guide des semences d'acacias des zones sèches. 2.21 Classification-passée et actuelle. FAO

Jarvis, W. R. 1977. *Botryotinia and Botrytis species: Taxonomy, physiology and pathogenicity. A guide to the literature. Monograph No. 15. Can. Dept. Agric.*

Jarvis, W. R. 1980. Taxonomy. Pages 1-18 in: *The Biology of Botrytis*. J. R. Coley-Smith, K. Verhoeff, and W. R. Jarvis, eds. Academic Press,Cambridge, MA.*Journal of Microbiology*, 42: 761-773.

K

K.B. Raper, D.I. Fennell, (1965) *The genus Aspergillus*, The Williams & Wilkins Company, Baltimore .

Kim, Y.K., and Xiao, C.L., 2011-Stability and fitness of pyraclostrobin and boscalidresistant phenotypes in field isolates of *Botrytis cinerea* from apple. *Phytopathology* 101, 1385-1391.

Koo H, Rosalen PL, Cury JA, et al. (2002) Effects of compounds found in propolis on *Streptococcus mutans* growth and on glucosyltransferase activity. *Antimicrob Agents Chemother* 46: 1302–9

Kumazawa S, Goto H, Hamasaka T, et al. (2004) A new prenylated flavonoid from propolis collected in Okinawa, Japan. *Biosci Biotechnol Biochem* 68: 260–2

Kurtzman C, Fell JW, Boekhout T: *The yeasts: A Taxonomic Study*: Elsevier; 2011

L

Larone, D H. (1987). *Medically important fungi. A guide to identification*. 2nd edition, -230 p. New York – Amsterdam – London, Elsevier Science Publishing Co., Inc.

Leroux P., D. Debieu, C. Albertini, A. Arnold, J. Bach, F. Chapeland, E. Fournier, R. Fritz, M. Gredt, T. Giraud, M. Hugon, C. Lanen, C. Malosse and G. Thebaud, 2002. The hydroxyanilide botryticide fenhexamid: mode of action and mechanism of resistance. In: *Modern Fungicides and Antifungal Compounds III*. (H-W. Dehne, U. Gisi, K. H. Kuck, P. E. Russel, H. Lyr, ed.), AgroConcept GmbH, Bonn, Germany 29–40.

LEYRAL, G. VIERLING, E. 2001. *Microbiologie et toxicologie des aliments. Hygiène de sécurité alimentaire*. 3ème édition, P 267).

M

M A Klich, 2002, *identification of common Aspergillus species* (Utrecht, Netherlands Centraalbureau voor Schimmelcultures,).

Machado B., Pulcino T.N., Silva A.L., Tadeu D., Melo R and Mondança I.G. (2017) Propolis as an alternative in prevention and control of dental cavity. *Immunity*, 19, 24.

Machado GM, Leon LL, De Castro SL (2007) Activity of Brazilian and Bulgarian propolis against different species of *Leishmania*. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 102: 73–7

Maldonado R, Lopes D, AguiarOliveira E, Kamimura E, Macedo G : A review on *Geotrichum* lipases : production, purification, immobilization and applications. *Chem Biochem Eng Q* 2017, 30(4) :439-454.

Martinez, F., Blancard, D., Lecomte, P., Levis, C., Dubos, B., and Fermaud, M. 2003. Phenotypic differences between *vacuina* and *transposa* subpopulations of *Botrytis cinerea*. *Eur. J. Plant Pathol.* 109:479-488.

Martinez, F., Dubos, B. et Fermaud, M., 2005-The role of saprotrophy and virulence in the population dynamics of *Botrytis cinerea* in vineyards. *Phytopathology* 95 : 692-700.

Maslin, B.R. (1981). A report on phytogeographic studies of *Acacia* in Australia., International Group for the Study of *Mimosoideae*. *Bulletin No. 9*, 56–60.

MASLIN, J.J., MORAND, G., MENARD, P., CAMPARO. 2004. ASPERGILLOSES .*MYCOTROP MED TROP*; 64: 11-17.

Meena M., Prasad V., Upadhyay RS Évaluation des changements biochimiques dans les feuilles de tomate infectées par *Alternaria alternata* et ses métabolites. *Végétos.* 2017 ; 30 :2. Est-ce que je : 10.5958/2229-4473.2017.00020.9.

MILLER J. T., ANDERW R. et BAYER R. J., 2003. Molecular phylogenetics of the Australian acacias of subg. *Phylodineae* (Fabaceae:*Mimosoideae*) based on the trn K intron. *Australian Journal of Botany*, 51 (2), 167-177.

Mitchell AP : Dimorphism and virulence in *Candida albicans*. *Curr Opin Microbiol* 1998, 1(6) :687-692.

Mouden, N., Benkirane, R., Ouazzani Touhami, A., & Douira, A. (2013). Mycoflore de quelques variétés du fraisier (*Fragaria ananassa* L.) cultivées dans la région du Gharb et le

Loukkos (Maroc). *Journal of Applied Biosciences*, 61(1), 4490-4514. doi: 10.4314/jab.v61i1.85597.

MUGNIER J., 2000. La nouvelle classification des plantes à fleurs pour la science. 52-59

MULTON J. L., 1984. Additifs et auxiliaires de fabrication dans les industries agroalimentaires. Paris: Lavoisier.

Murad JM, Calvi SA, Soares AM, et al. (2002) Effects of propolis from Brazil and Bulgaria on fungicidal activity of macrophages against *Paracoccidioides brasiliensis*. *J Ethnopharmacol* 79: 331–4

N

N. Nolant, M. Detandt, H. Sagun, 1998, Ecology of *Aspergillus* species in the human environment in *Aspergillus* and aspergillosis (Springer, Boston, MA,), pp. 35-41 applications. Techniques de l'ingénieur. Agroalimentaire, 2(F3002).industrie agroalimentaire." et hautes pressions. INPT.propolis. *Fitoterapia*; 73 (suppl 1) : S7-S20

NADJAH I et al., 2001. In TSSOURAS F., 2004. Caractérisation biométrique des gousses et des graines ; extraction et identification des polysaccharides pariétaux et des huiles de deux légumineuses ligneuses '*A arabica* et *A raddiana*' des zones arides Algériennes. Univ.USTOMB. P. 10.

Najett, M., Snoussi, M., & Abderrahim, C. (2020). Phytochemical screening and evaluation of the antifungal activity of gum arabic (*Acacia tortilis* Forssk). *Plant Archives*, 20(2), 4022-4026. e-ISSN: 2581-6063 (online), ISSN: 0972-5210.

O

Orsatti CL, Missima F, Pagliarone AC, et al. (2010) Th1/Th2 cytokines' expression and production by propolis-treated mice. *J Ethno-pharmacol* 129: 314–8

Otoni, C.G., Espitia, P.J.P., Avena-Bustillos, R.J., & McHugh, T.H. (2017). Trends in Edible Films and Coatings for Extended Shelf Life – A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 16(6), 1151-1174. DOI:10.1111/1541-4337.12278

OYCOOLA F.M., MORRIS E.R. et GIDLEY M.J., 1995. Viscosity of galactomannans at alkaline and neutral pH: evidenc

Ozcan M (2004) Inhibition of *Aspergillus parasiticus* NRRL 2999 by pollen and propolis extracts. *J Med Food* 7: 114–6

P

Pamplona-Zomenhane L.C., Pamplona B.C., Da Silva C.B., Marcucci M.C et Mimica L.M. (2011) Evaluation of the in vitro antimicrobial activity of an ethanol extract of Brazilian classified propolis on strains of *Staphylococcus aureus*. *Braz. J.Microbial*, 42, 1259- 1264

Park YK, Alencar SM, Aguiar CL (2002) Botanical origin and chemical composition of Brazilian propolis. *J Agric Food Chem* 50: 2502–6

Park YK, Paredes-Guzman JF, Aguiar CL, et al. (2004) Chemical constituents in *Baccharis dracunculifolia* as the main botanical origin of southeastern Brazilian propolis. *J Agric Food Chem* 52: 1100–3

Patterson, T. F., McGinnis, M. R., and ed. (2009). *The fungi :description*. Site Doctor Fungus . Mycoses Study Group

Pavilonis A, Baranauskas A, Puidokaite L, et al. (2008) Antimicrobial activity of soft and purified propolis extracts. *Medicina (Kaunas)* 44: 977–83

PEBERDY, JOHN F. 1937. *Penicillium and Acremonium*. *Biotechnology handbooks*, Volume 1. University of Nottingham, England p 11-297.

Perino, S. and F. Chemat (2015). "Chauffage micro-ondes comme éco-procédé en

Philippe,J.-M.(1993). *Le guide de l'apiculteur*. (Edisud, ed).

Pietta P.G., Gardanac et Pietta A.M. (2002) Analytical methods for quality control of

Popova M P, Graikou K, Chinou I, et al. (2010) GC-MS profiling of diterpene compounds in Mediterranean propolis from Greece.*J Agric Food Chem* 58: 3167–76

Popova M, Trusheva B, Antonova D, et al. (2011) The specific chemical profile of Mediterranean propolis from Malta. *Food Chem* 126: 1431–5

Popova MPBV, Bogdanov S, Tsvetkova I, et al. (2007) Chemical characteristics of poplar type propolis of different geographic origin. *Apidologie* 38: 306–11

Popravko SA (1978) Chemical composition of propolis, its origin and standardization. In: Remarkable Hive product: propolis. Apimondia, Bucarest, pp. 15–8

PRYOR, B.M., GILBERTSON, R.L. 2000. Molecular phylogenetic relationships amongst *Alternaria* species and related fungi based upon analysis of nuclear ITS and mt SSU rDNA sequences *Mycol. Printed in the United Kingdom .Res.* 104 (11) : 1312–1321 (November 2000).

Q

QUATRESOUS, N. 2011. *Aspergillose humaine épidémiologie, diagnostic biologique contrôle* .Thèse d'université de limoges, faculté de pharmacie .P136.

R

R.A. Samson, C.M. Visagie, J. Houbraken, et al. (2014), Phylogeny, identification and nomenclature of the genus *Aspergillus*, *Studies in Mycology*, 78 , pp. 141-173.

R.A. Samson, J.I. Pitt ,1985, General recommendations, R.A. Samson, J.I. Pitt (Eds.), *Advances in Penicillium and Aspergillus systematics*, Plenum Press, London , pp. 455-460.

Raven, P.H., and Axelrod, D.I. (1974). Angiosperms biogeography and past continental movements. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 61, 539–673

Remmal, A., T. Bouchikhi, K. Rhayour, M. Ettayebi and A. Tantaoui-Elaraki (1993). Improved method for determination of antimicrobial activity of essential oils in agar medium. *J. Essent. Oils Res.*, 5(2): 179-184

ROSS J.H., 1973. Towards a classification of the African acacias. *Bothalia* 11 (1 and 2), 107–13

ROSS J.H., 1979. A conspectus of the African Acacia species. Memoirs of the Botanical Survey of South Africa 44, 1–155.

ROSS J.H., 1980. A survey of some of the pre-Linnean history of the genus Acacia. Bothalia 13 (1 and 2), 95–111

Ross, J.H. (1981). An analysis of the African Acacia species: their distribution, possible origins and relationships. Bothalia 13 (3 and 4), 389–413.

ROSSET et al, 2009. La chaîne du froid.

ROUX et JEAN, (1994) conserver les aliments, comparaison des méthodes et des Technologies, technique et documentation-Lavoisier, paris, 705 pages.

ROUX et JEAN, (1994) conserver les aliments, comparaison des méthodes et des Technologies, technique et documentation-Lavoisier, paris, 705 pages

S

Saito, S., Margosan, D., Michailides, T. J., and Xiao, C. L. 2016. Botrytis californica, a new cryptic species in the B. cinerea species complex causing gray mold in blueberries and table grapes. Mycologia 108:330-343

Salatino A, Teixeira EW, Negri G, et al. (2005) Origin and chemical variation of Brazilian propolis. Evid Based Complement Alternat Med 2: 33–8

Satrani, B., A. Farah, M. Fechtal, M. Talbi, M. Blaghen and A. Chaouch (2001). Composition chimique et activité antimicrobienne des huiles essentielles de Satureja calamintha et Satureja alpina du Maroc. Ann Falsif Expert Chim Toxicol., 956: 241-250

Schuster E., Dunn-Coleman N., Frisvad J.C. et Van Dijck P.W.M. (2002). On the safety of Aspergillus niger

SEIGLER D. S., 2003. Phytochemistry of Acacia sensulato. Biochemicals Systematics and Ecology, 31(8), 845-873.

SHETLER S. G et SKOG L. E., 1978. In DORAN, J.C. BOLAND, D.J. TURNBULL, J.W. et GUNN B.V., 1983. Guide des semences d'acacias des zones sèches.FAO.In *

Speciale A, Costanzo R, Puglisi S, et al. (2006) Antibacterial activity of propolis and its active principles alone and in combination with macrolides, beta-lactams and fluoroquinolones against microorganisms responsible for respiratory infections. *J Chemother* 18:164–71

Staats, M., P. van Baarlen, and J. A. L. van Kan., 2005-Molecular phylogeny of the plant pathogenic genus *Botrytis* and the evolution of host specificity. *Molecular Biology and Evolution* 22 (2):333-346.

Stepanovic S, Antic N, Dakic I, et al. (2003) In vitro antimicrobial activity of propolis and synergism between propolis and antimicrobial drugs. *Microbiol Res* 158: 353–7

STEPHEN A. M. et CHURNS S. C., 1995. Introduction. In: STEPHEN A.M.,ed. *Food polysaccharides and their application*. New York, USA: Marcel Dekker, 1-18

STOREY E, DANGMAN K.H, SCHENCK P, ET AL. 2004. Guidance for clinicians on the recognition and management of health effects related to mold exposure and moisture indoors. Formington, University of Connecticut Health Center. *Techniques de l'ingénieur. Agroalimentaire*, 2(F3000).

T

TISSOURAS F., 2004. Caractérisation biométrique des gousses et des graines ; extraction et identification des polysaccharides pariétaux et des huiles de deux légumineuses ligneuses ‘*A arabica* et *A raddiana*’ des zones arides Algériennes. Univ. USTO. P.5

Trusheva B, Popova M, Koendhori E B, et al. (2011) Indonesian propolis: chemical composition, biological activity and botanical origin. *Nat Prod Res* 25: 606–13

Trusheva B, Popova M, Naydenski H, et al. (2004) New polyisoprenylated benzophenones from Venezuelan propolis. *Fitoterapia* 75:683–9

Trzciński, A., Kowalski, S., & Żymańczyk-Duda, E. (2021). Recent advances in antifungal edible coatings and films: A review. *Materials*, 14(4), 818. DOI:10.3390/ma14040818 El-Deeb, K., Khattab, I., & Hussein, M.A. (2021). Gum Arabic: An Overview. *Polymers*, 13(7), 1095. DOI:10.3390/polym13071095

V

Velikova M, Bankova V, Sorkun K, et al. (2000) Propolis from the Mediterranean region: chemical composition and antimicrobial activity. *Z Naturforsch C* 55: 790–3

Veloukas, T., M. Leroch, M. Hahn, and G. S. Karaoglanidis., 2011-Detection and molecular characterization of boscalid-resistant *Botrytis cinerea* isolates from strawberry. *Plant Disease* 95 (10):1302-1307.

VISAGIE,C.M.,SAMSON,R.A.,HIROOKA.Y.,HOBRAKEN.,MWANGE,K.,TANNEY,J.B., MEIJER,M.,AMEND,A.S.,SEIFERT,K.A. 2014.Speices diversity in ASPERGILLUS, PENICILLIUM and TALAROMYCES.

W

Walker, A.-S., Gautier, A., Confais, J., Martinho, D., Viaud, M., Le Pêcheur, P., Dupont, J., and Fournier, E. 2011. *Botrytis pseudocinerea*, a new cryptic species causing gray mold in French vineyards in sympatry with *Botrytis cinerea*. *Phytopathology* 101:1433-1445.

WASHINGTON F.D.A., 1974 .*Fed. Register* 39 (185), p. 34207.

WHISTLER R. L., 1993. In WHISTLER R. L., et BEMILLER J. N. (Eds.), *Industrial gums: Polysaccharides and their derivatives*. San Diego.p. 318–337.

WILLD., 1806. In BRENAN, J. P. M., 1983. *Manuel sur la taxonomie des espèces d'acacias*. (iii) Description, synonymie et répartition des sous-espèces. FAO. Rome.

Y

YADAV, A. N., VERMA, P., KUMAR, V., SANGWAN, P., MISHRA, S., PANJIAR, N. ... & SAXENA, A. K. 2018. Biodiversity of the genus *Penicillium* in different habitats. In *New and future developments in microbial biotechnology and bioengineering*. Ed. Elsevier, p: 3-18.

Yin, Y.N., Kim, Y.K., and Xiao, C.L., 2011-Molecular characterization of boscalid resistance in field isolates of *Botrytis cinerea* from apple. *Phytopathology* 101, 986-995.

Z

Zhang, Y., Bao, G., Xue, Y., Chen, L., & Wang, C. (2020). Application of edible coatings and films in fruit preservation: A review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 100(10), 4015-4025. DOI:10.1002/jsfa.10455

Zhou, Y. J., Zhang, J., Wang, X. D., Yang, L., Jiang, D. H., Li, G. Q., Hsiang, T., and Zhuang, W. Y. 2014. Morphological and phylogenetic identification of *Botrytis sinoviticola*, a novel cryptic species causing gray mold disease of table grapes (*Vitis vinifera*) in China. *Mycologia* 106:43-56.

Annexe

Annexe I

Composition des milieux de culture

- **Milieu Sabouraud au chloramphénicol :**

Peptone de caséine	5.00 g
Peptone de viande	5.00g
Glucose monohydraté.....	40.00g
Chloramphénicol.....	0.50g
Agar	15.00g
pH final à 25°C :5.6 ± 0.2	

- **Milieu Potato Dextrose Agar (PDA):**

Pomme de terre	200g
Glucose	20g
Agar Agar	20g
Chloramphénicol	0.5g
Q.S.P	1L